



ÉCHANGE D'EXPÉRIENCES SUR LE COTONNIER

COTON-4


**Technologie
de production de
Trichogramma spp.
pour la lutte
biologique contre les
lépidoptères-ravageurs**



INSTITUT D'ECONOMIE RURALE



Embrapa





**Entreprise Brésilienne de Recherche Agricole
Embrapa Coton
Embrapa Maïs et Sorgho
Ministère de l'Agriculture, de l'Élevage et de l'Approvisionnement**

Technologie de production de *Trichogramma* spp. pour la lutte biologique contre les lépidoptères-ravageurs

*Raul Porfírio de Almeida
Ivan Cruz*

Éditeurs techniques

Embrapa
Brasília, DF, Brésil
2013

Vous pouvez obtenir cet ouvrage dans les centres ci-dessous :

**Institut National des Recherches
Agricoles du Bénin (INRAB)**

01 BP. 884 Cotonou
Tél. : (229) 2130-0264/(229) 2130-0326

**Institut de l'Environnement et
de Recherches Agricoles (INERA)**

O4 BP. 8645 Ouagadougou. 04
Tél. : (226) 5034-0270/(226) 5034-0271
www.inera.bf

Institut d'Economie Rurale (IER)

Rua Mohamed V, BP 258, Bamako
Tél. : (223) 2022-2606/(223) 2022-3775
www.ier.gouv.ml

**Institut Tchadien de Recherche Agronomique
pour le Développement (ITRAD)**

BP 5400 N'Djamena
Tél. : (235) 252-0101/(235) 253-4163

Les centres responsables des contenus

Embrapa Coton
www.cnpa.embrapa.br

Embrapa Maïs et Sorgho
www.cnpms.embrapa.br

**L'unité responsable de la coopération
technique internationale de l'Embrapa**
Secrétariat des Relations Internationales

L'unité responsable de l'édition
Embrapa Information Technologique

Coordination d'édition
Selma Lúcia Lira Beltrão
Lucilene Maria de Andrade
Nilda Maria da Cunha Sette

Supervision éditoriale
Josmária Madalena Lopes

Révision des textes
Rafael de Sá Cavalcanti

Normes bibliographiques
Márcia Maria Pereira de Souza

Graphisme et Couverture
Carlos Eduardo Felice Barbeiro

1^{ère} édition

1^{ère} impression (2013) : 2.400 exemplaires

Tous droits réservés

Toute reproduction de cette publication, en tout ou en partie,
constitue une violation des droits d'auteur (Loi n° 9.610).

Données internationales de catalogage avant publication (CIP)
Embrapa Information Technologique

Technologie de production de *Trichogramma* spp. pour la lutte biologique contre les
lépidoptères-ravageurs / Raul Porfírio de Almeida, Ivan Cruz, Éditeurs techni-
ques. – Brasília, DF, Brésil : Embrapa, 2013.
83 p. : ill. color. ; 16 cm x 22 cm – (Échange d'expériences sur le cotonnier).

ISBN 978-85-7035-188-3

I. Almeida, Raul Porfírio de. II. Cruz, Ivan. III. Embrapa Coton. IV. Embrapa
Maïs et Sorgho. V. Ministère de l'Agriculture, de l'Élevage et de l'Approvisionnement.

CDD 595.79

© Embrapa 2013

Les auteurs

Raul Porfírio de Almeida

Ingénieur agronome, docteur en Ecologie de la production et en Préservation des ressources/Entomologie, chercheur à l'Embrapa Coton, Campina Grande, PB, Brésil
raul.almeida@embrapa.br

Ivan Cruz

Ingénieur agronome, docteur en Entomologie, chercheur à l'Embrapa Maïs et Sorgho, Sete Lagoas, MG, Brésil
ivan.cruz@embrapa.br

Maria de Lourdes Correa Figueiredo

Ingénieur agronome, docteur en Ecologie et Ressources naturelles, boursière post-doctorat CNPq/Embrapa (Brésil)
figueiredomlc@yahoo.com.br

Marcos Joaquim Matoso

Ingénieur agronome, docteur en Economie rurale, chercheur à l'Embrapa Maïs et Sorgho, Sete Lagoas, MG
mattoso.marcos@gmail.com

Carlos Alberto Domingues da Silva

Ingénieur agronome, docteur en Entomologie, chercheur à l'Embrapa Coton, Campina Grande, PB, Brésil
carlos.domingues-silva@embrapa.br

Une histoire innovante

Le Brésil cherche à contribuer efficacement au développement durable en Afrique. La coopération technique brésilienne, dans un élan de solidarité et en l'absence de conditionnalités, consacre la moitié de son budget à ce continent. Quarante pays en bénéficient dans des domaines tels que la sécurité alimentaire, l'agriculture, l'éducation, les politiques sociales, le patrimoine historique et l'administration publique.

La croissance et le succès de la coopération internationale brésilienne avec l'Afrique peuvent s'expliquer par la manière dont cette activité est réalisée, avec la participation continue des autorités et des experts locaux. En outre, prévaut un souci permanent de toujours adapter nos expériences aux différents contextes et spécificités de chaque partenaire, ce qui rend unique chaque projet organisé par le Brésil, indépendamment du nombre de fois où il a déjà été mis en œuvre auparavant.

Parmi les initiatives dans l'agriculture, l'une des expériences les plus réussies de la coopération brésilienne est sans aucun doute le projet d'Appui au Développement du Secteur Cotonnier des Pays du Coton-4, provenant d'une demande émanant des membres du groupe (Bénin, Burkina Faso, Mali et Tchad) suite au contentieux portant sur le coton entre le Brésil et les États-Unis au sein de l'Organisation Mondiale du Commerce.

En assurant l'adaptation des variétés brésiliennes de coton, le transfert des techniques de plantation et de la recherche développée par le Brésil ainsi que la formation des experts des quatre pays, le Cotton-4 a été la première initiative issue de sa gamme de projets structurants que l'Agence Brésilienne de Coopération du Ministère des Relations Extérieures a réalisé sur le continent africain. En trois ans d'existence, le projet a permis d'adapter aux conditions naturelles de la région dix variétés de coton du Brésil tout en organisant des cours de formation dans les domaines du semis direct, l'amélioration génétique et la lutte intégrée contre les ravageurs.

Ce volume résume, en substance, la connaissance produite et consolidée à travers cet important projet de coopération. Cette publication jouera certainement un rôle central dans la diffusion de nouvelles techniques de culture de coton en collaboration avec les chercheurs et producteurs de ces pays. Je suis convaincu que l'expérience résumée ici se traduira par une augmentation de la productivité et de la qualité des cultures, générant ainsi une augmentation des revenus et une amélioration significative du niveau de vie de la population. Il n'est pas inutile de rappeler, l'objectif le plus important quant à notre rapprochement avec l'Afrique : la construction dans nos régions, de sociétés sachant allier la paix, le développement durable et la justice sociale en faveur d'un ordre international plus démocratique.

Antonio de Aguiar Patriota

Ministre des Relations Extérieures

Présentation institutionnelle

Le projet Appui au Développement du Secteur Cotonnier des Pays du Coton-4, qui se trouve maintenant à sa fin, est l'une des initiatives les plus ambitieuses et les plus réussies de l'Agence Brésilienne de Coopération du Ministère des Relations Extérieures dans le cadre de la coopération Sud-Sud. Au cours de ses quatre années d'existence, il a été responsable de la formation de centaines de techniciens et de l'adaptation de variétés brésiliennes de coton aux conditions naturelles de la région. Plus important encore, le projet a lancé un nouveau modèle de coopération, non seulement au niveau des résultats attendus, mais aussi par le modèle participatif et l'engagement rencontrés au sein de chaque institution participante.

Le Cotton-4, qui a débuté en 2009, a constitué le premier « projet structurant » coordonné par l'ABC et exécuté par l'Entreprise Brésilienne de Recherche Agricole (Embrapa). Durant cette période d'exécution, les chercheurs de l'Embrapa ont mis à disposition des informations, des techniques et des connaissances importantes dans les domaines du semis direct, l'amélioration génétique et la lutte intégrée contre les ravageurs qui ont été consolidées au Brésil et qui pourront être incorporées au système de production africain moyennant la réalisation d'ajustements et adaptations locales tout en respectant l'identité socioculturelle et les caractéristiques édaphoclimatiques de chaque pays.

Le nom de « projets structurant » que certaines initiatives de coopération menées par l'ABC reçoivent, se justifie par la création de centres de formation permanents, qui permettent l'augmentation des résultats et du nombre de bénéficiaires. Ces structures agissent également, de façon indirecte tel un facteur de renforcement des Etats et leurs capacités institutionnelles à travers un approvisionnement continu en ressources humaines qualifiées et l'intégration nationale, en raison de l'échange de techniques et de technologies provenant de l'ensemble du territoire.

Dans le cas de la station d'expérimentation revitalisée de Sotuba, au Mali, qui sert de siège au projet Coton-4, son rôle revêt une importance particulière. Bien qu'il existe des unités de démonstration de recherche développée au Bénin, au Burkina Faso et au Tchad, la station d'expérimentation revitalisée qui est située près de Bamako, fonctionne comme une grande vitrine des technologies de l'Embrapa, mais également comme un centre de diffusion de ces connaissances pour les pays de la région.

Depuis 2011, toutes les activités de formation sont menées au sein de la station avec des experts des quatre pays. À la fin de l'année 2012, quinze cours dans les domaines du semis direct, de l'amélioration génétique et de la lutte intégrée contre les ravageurs ont été conclus, impliquant environ deux cent cinquante techniciens. L'utilisation de la station expérimentale comme lieu d'apprentissage revêt un aspect stratégique, servant à la fois de rapprocher les techniciens des pays participants et de les aider à se familiariser avec l'emplacement et les équipements qu'ils continueront d'utiliser ensemble après l'achèvement du projet.

La présente publication est le résultat des essais adaptatifs effectués ainsi que de l'échange de connaissances réalisé entre le

Brésil par le biais de l'Embrapa et les pays du C-4, par le biais de leurs institutions partenaires du Projet: Institut National des Recherches Agricoles du Bénin (INRAB), Institut de l'Environnement et des Recherches Agricoles (INERA), du Burkina Faso, Institut Tchadien de Recherche Agronomique pour le Développement (ITRAD) et l'Institut d'Economie Rurale (IER), du Mali.

Cette collection Échange d'expériences sur le cotonnier fonctionnera comme un véhicule didactique fondamental contenant des diagrammes, des photos et des explications faciles à comprendre afin de former des chercheurs et des démultiplicateurs. De cette façon, elle pourra être distribuée en cours et utilisée comme matériel de référence et de soutien pour les activités d'assistance technique et de vulgarisation rurale, en faisant part des expériences du projet dans chaque région de production des quatre pays.

C'est une immense satisfaction pour nous de pouvoir célébrer la remise de cette publication, dans la certitude qu'elle sera chargée de s'assurer que les bonnes pratiques du projet C-4 ne disparaissent pas avec l'achèvement de ses activités, mais que bien au contraire elles continuent à produire leurs fruits tout en ayant un impact positif sur la vie des personnes.

Fernando José Marroni de Abreu
Directeur de l'ABC

Maurício Antônio Lopes
Président de l'Embrapa

Sommaire

Introduction	13
Lutte biologique contre les ravageurs du cotonnier avec utilisation du <i>Trichogramma</i> spp.	17
Production de <i>Trichogramma</i> avec la pyrale de la farine (<i>Anagasta kuehniella</i>)	23
Aspects biologiques de la pyrale de la farine.....	23
Multiplication de la pyrale de la farine	25
Diète	25
Récipient	25
Préparation de la diète de la pyrale de la farine et du récipient d'élevage de larves.....	28
Collecte des adultes.....	28
Cage de ponte.....	32
Obtention des œufs de la pyrale de la farine.....	37
Collecte des œufs	38
Contrôle de qualité d'œufs produits.....	38
Multiplication du <i>Trichogramma</i>	41
Préparation des diffuseurs.....	42
Offres de diffuseurs pour l'élevage du parasitoïde.....	44
Contrôle de qualité du parasitisme.....	45
Soins requis lors de l'élevage.....	48
Coût de production.....	49

Production de <i>Trichogramma</i> avec l'alucite des céréales (<i>Sitotroga cerealella</i>)	51
Aspects biologique de l'alucite des céréales	51
Multiplication de l'alucite des céréales	52
Qualité et décontamination du substrat d'alimentation	53
Infestation du blé et montage des unités de production	54
Obtention d'adultes et collecte d'œufs de l'hôte alternatif	59
Traitement et conditions environnementales de la salle de production de l'hôte alternatif	62
Asepsie et élimination des lots de production en masse	63
Multiplication du <i>Trichogramma</i>	64
Préparation de diffuseur avec les œufs de <i>S. cerealella</i>	64
Élevage et parasitisme du <i>Trichogramma</i> en laboratoire	64
Stockage des œufs de l'hôte alternatif	68
Coût de production	68
 Gestion de <i>Trichogramma</i> pour la lutte biologique contre les insectes-ravageurs	71
Gestion du <i>Trichogramma</i> avant le lâcher sur le champ	71
Gestion du <i>Trichogramma</i> durant le lâcher sur le champ	73
 Références	77

Introduction

Raul Porfirio de Almeida

La culture du coton est d'une grande importance socio-économique pour les secteurs de production primaire et secondaire. Son expansion permet d'augmenter l'utilisation d'intrants agricoles et par conséquent, le coût moyen de production comme cela s'est produit au Brésil selon Fairbanks (2001), en raison des dépenses en insecticides et constituant encore de nos jours une réalité s'étendant à l'ensemble du territoire nationale. Ainsi, les ravageurs constituent l'un des principaux facteurs limitants quant à l'exploitation de la culture cotonnière si des mesures efficaces de contrôle ne sont pas mises en œuvre. Cependant, l'utilisation de pesticides peut constituer un risque élevé pour l'agroécosystème cotonnier et la santé publique si des mesures adéquates quant à leurs utilisations ne sont pas observées. C'est pour cette raison que la génération de technologies alternatives de lutte biologique et leur mise à disposition en faveur de la culture du coton devient plus que nécessaire (ALMEIDA et al., 2010).

Les mesures de lutte impliquant l'utilisation simultanée de différentes techniques de réduction de populations d'arthropodes nuisibles de façon économique et harmonieuse avec l'environnement se réfèrent à ce qui est plus connu sous le nom de Lutte Intégrée contre les Ravageurs (LIR). Dans la culture du cotonnier, l'application du LIR a durant très longtemps constitué un grand défi en raison du volume important d'insecticides utilisés au sein des systèmes conventionnels

de culture de cette malvacée (ALMEIDA et al., 2010). Dans ce contexte, plusieurs tactiques de contrôle ont été recommandées à l'exemple des méthodes préservationnistes de l'environnement comme la lutte biologique à l'aide de parasitoïdes, les prédateurs et les pathogènes, les insecticides naturels, les pratiques culturelles, le contrôle climatique (RAMALHO, 1994), entre autres.

Flanders (1927) a préconisé et a permis l'utilisation de guêpes du genre *Trichogramma* sur des programmes de lutte biologique contre les ravageurs en montrant la possibilité d'élevage en masse de ce de parasitoïde d'œufs dans l'hôte alternatif *Sitotroga cerealella*.

La production en masse du *Trichogramma* requiert la connaissance de principes de base impliquant aussi bien les aspects bioécologiques que les principes de qualité de la production (ALMEIDA et al., 1998). Les premières tentatives d'élevage en masse ont été effectuées sur le *Phalera bucephala* L. (Lepidoptera, Pyralidae) (FLANDERS, 1930) ; cependant, la possibilité d'élever un *Trichogramma* sur un hôte alternatif a été réalisée avec le microlépidoptère *Sitotroga cerealella* (Oliv., 1819), encourageant les élevages en masse de cet insecte (FLANDERS, 1927).

Selon Jimenez-Velasquez et Murgueritio (1991) pour obtenir une production de *Trichogramma* spp., il est important de posséder une infrastructure afin de produire l'hôte et une bonne connaissance des facteurs opérant sur ce processus biologique tels que la température, l'humidité relative de l'air, l'origine et la qualité du blé, le taux d'infestation, la forme de l'armoire, la quantité des plateaux et l'organisation, le contrôle préventif de contamination d'insectes, la qualification de la main d'œuvre etc., dont l'objectif est d'obtenir une bonne efficacité de production du parasitoïde.

C'est pour cela que l'on retrouve dans ce document en plus des aspects généraux de la bioécologie du *Trichogramma*, la technologie de production à grande échelle de deux hôtes alternatifs (*Sitotroga cerealella* et *Anagasta kuehniella*) et des recommandations portant sur la gestion de ce parasitoïde pour le lâcher sur le champ.

Lutte biologique contre les ravageurs du cotonnier avec utilisation du *Trichogramma* spp.

Raul Porfirio de Almeida

Ivan Cruz

Carlos Alberto Domingues da Silva

Élevé par Westwood en 1833, le genre *Trichogramma* a pour origine l'espèce *Trichogramma evanescens*, collecté sur un chêne dans la forêt d'Epping, en Angleterre (FLANDERS, 1930). Ce genre est le plus important de la famille Trichogrammatidae (Hyménoptère) (PINTO, 1999). Ces guêpes sont des microhyménoptères parasitoïdes exclusives d'œufs (QUERINO ; ZUCCHI, 2003), de petite taille et avec moins d'un millimètre de longueur, dont la période de développement biologique comprise entre la ponte des œufs et l'émergence des adultes, est en moyenne de 8 jours. Sa reproduction peut avoir lieu par parthénogenèse ou sexuée.

Selon Morrison (1985), même si le *Trichogramma* a une préférence pour les œufs d'espèces de lépidoptères, ce parasitoïde a été retrouvé dans plus de 200 espèces appartenant à plus de 70 familles et 80 ordres. Selon Consoli et al. (2010), on compte dans le monde près de 210 espèces de *Trichogramma* enregistrés.

Les guêpes du groupe *Trichogramma* parasitent les œufs de nombreux ordres d'insectes. De nos jours, ce parasite a été amplement utilisé en Chine, en France, aux États-Unis, en Russie, au Nicaragua et en Colombie car au-delà de leur efficacité sur la lutte menée contre les différents ravageurs, il peut être multiplié en laboratoire facilement et de façon économique, en utilisant pour cela des hôtes alternatifs. L'Embrapa Maïs et Sorgho (*Anagasta kuehniella*) et l'Embrapa Coton

(*Sitotroga cerealella*) ont perfectionné des techniques de production de cette guêpe qui est ensuite transmises aux agriculteurs.

L'élevage des guêpes a connu un grand développement lors de ces 20 dernières années, à travers l'utilisation de diètes artificielles et l'utilisation d'hôtes alternatifs. Ces deux processus ont rendu possible l'obtention d'un grand nombre d'insectes de bonne qualité avec l'âge connu. L'utilisation de ces hôtes alternatifs est avantageuse en raison du faible coût de l'élevage, de la facilité du processus et la capacité élevée de reproduction. Les hôtes alternatifs sont ceux qui fournissent le développement d'une espèce parasite similaire à celle de leur hôte de prédilection. Les insectes les plus utilisés en tant que hôtes alternatifs pour l'élevage de micro-guêpes sont ceux appartenant aux espèces *Coccyra cephalonica*, *S. cerealella* et *A. kuehniella*.

Il existe chez le *Trichogramma* deux types de reproduction appelés arrhénotoque et thélytoque. Le premier étant le plus commun, consiste en un processus dans lequel les œufs fécondés produisent des femelles diploïdes tandis que les œufs non fécondés génèrent des œufs mâles haploïdes. Le second type, plus rare est appelé parthénogenèse thélytoque, au sein duquel les œufs fécondés et non fécondés donnent naissance à des femelles diploïdes. Ce mode de reproduction chez le *Trichogramma* peut être réversible une fois associé à une infection microbienne (ALMEIDA et al., 2010 ; STOUTHAMER et al., 1990).

La femelle adulte de la guêpe place ses œufs à l'intérieur des œufs de l'hôte alors que le développement du parasitoïde (œuf à l'émergence de l'adulte) se produit à l'intérieur de l'œuf de l'insecte cible. Le parasitisme peut être constaté environ 4 jours après la ponte car les œufs parasités deviennent noircissent en raison de la sclérotisation de la cuticule (CRUZ et al., 1999) (Figure 1).

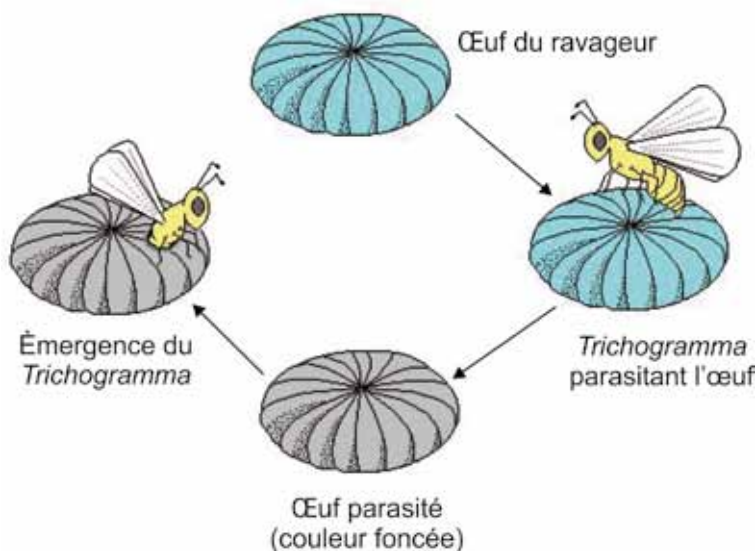


Figure 1. Cycle biologique du *Trichogramma* sur l'œuf de l'hôte.

Illustration: Raul Porfírio de Almeida

La biologie du *Trichogramma* possède un cycle très variable et dépend principalement de facteurs tels que la température et dont la durée peut se situer entre 10 et 12 jours, indépendamment de l'hôte (BLEICHER ; PARRA, 1989 ; CALVIN et al., 1984 ; CONSOLI ; PARRA, 1996 ; HARRISON et al., 1985 ; PRATISSOLI ; PARRA, 2000 ; STEIN ; PARRA, 1987). Le nombre d'œufs parasités par femelle dépend de l'espèce du parasitoïde, du type de l'hôte et de la longévité de l'adulte. La fécondité de l'hôte dépend de l'approvisionnement alimentaire, de la disponibilité de l'hôte, de la température et de l'activité de la femelle et varie de 20 à 120 œufs par femelle (CRUZ et al., 1999).

En ce qui concerne les aspects touchant à la gestion du *Trichogramma* pour les programmes de lutte biologique, King et Coleman (1989) ont rapporté que le nombre de lâchers, la densité du ravageur,

les espèces ou races de *Trichogramma* lâchés, la vigueur, la méthode de distribution, la phénologie de la culture, la présence d'autres ennemis naturels et la proximité des zones avec insecticides constituent autant de facteurs qui influent sur l'efficacité des parasitoïdes. Bleicher et al. (1979), Silva (1980), Campos (1981), Bleicher et Jesus (1983), Almeida et al. (1998) et Almeida (2000) ont démontré l'importance écologique de l'utilisation de parasitoïdes et la fonction de ces ennemis naturels quant à la régulation des populations de ravageurs du cotonnier au Brésil.

D'importants lépidoptères-ravageurs du cotonnier tels que l'*Alabama argillacea* et *Heliothis virescens* (ALMEIDA et al., 1995), *Pectinophora gossypiella* (ZAKIR, 1985) et *Helicoverpa armigera* (BERG et al., 1988), sont des hôtes du *Trichogramma*. En plus du coton, des recherches avec le *Trichogramma* sont menées sur de nombreux continents et portant sur d'autres cultures de relevance économique telles que la tomate, le manioc, le soja, le sorgho, l'arachide, le maïs, la canne à sucre, le blé, la fraise, la vigne, la pomme, le riz, les légumes, les pâturages, les espèces forestières parmi tant d'autres.

La lutte biologique contre les ravageurs, à travers l'élevage en masse et les lâchers inondatifs de *Trichogramma* spp., requiert des études poussées sur les relations biologiques et écologiques présentes dans l'écosystème, qui peuvent sous de différents aspects, changer la prise de décision et l'efficacité d'un programme de lutte intégré contre les ravageurs (TIRONI, 1992).

Les tactiques de lutte pour chaque culture présentent très souvent des particularités devant être prises en considération de façon à ce que chaque méthode de lutte devant être utilisée soit en consonance avec la gestion du *Trichogramma*. Ainsi, des différentes stratégies de contrôle exercent une influence directe sur le *Tricho-*

gramma comme les méthodes chimiques, culturelles, la résistance des plantes, parmi d'autres (ALMEIDA et al., 1998).

Les caractéristiques de la culture comme l'architecture de et la hauteur des plantes, l'écartement au niveau de la plantation, la variété, les changements phénologiques et autres aspects, influencent directement le parasitisme par *Trichogramma* (ABLES et al., 1980 ; BOTELHO et al., 1995 ; BURBUTIS ; KOEOKE, 1981 ; KELLER et al., 1985 ; LOPES, 1988), de la même façon que le type de culture a une plus grande ou moindre importance sur la dispersion de l'espèce de *Trichogramma* utilisé (HENDRICKS, 1967 ; PARKER et al., 1971 ; SÁ et al., 1993 ; STINNER et al., 1974).

Certains facteurs interfèrent de façon négative sur les lâchers de *Trichogramma*, comme la densité du parasitoïde et les œufs de l'hôte, la présence de kairomones, la méthode de lâcher et la dispersion en plus de la présence de nouvelles espèces ou races indigènes du parasitoïde (RIDGWAY et al., 1981).

Almeida et al. (1997) en étudiant la capacité de recherche de *Trichogramma pretiosum* sur l'*Alabama argillacea* sur un cotonnier herbacé, ont observé que le parasitisme se produit sur toute la plante d'une façon similaire sauf sur la face inférieure du limbe foliaire qui est plus grande malgré le fait que la distribution du ravageur soit différenciée. D'un autre côté, l'efficacité des parasitoïdes peut être affectée sur le champ en fonction de la phénologie de la culture, le nombre d'autres ennemis naturels présents et les conditions climatiques qui prévalent à l'époque du lâcher selon King et al. (1985) et Smith et al. (1986).

Gross Junior et al. (1984) ont déterminé que le parasitisme des œufs de *Heliohis zea* par *T. pretiosum* augmente progressivement lorsque augmente le nombre d'œufs par mètre linéaire à la hauteur

du coton et augmente également de façon conditionnelle à travers l'application de tricosane à un dosage de 1 mL/0,3 m. Selon Morrison et al. (1980) la probabilité qu'un œuf de *H. zea* soit parasité par le *Trichogramma* dépend de la probabilité de la découverte de la feuille par le parasitoïde et de la probabilité conditionnelle de l'occurrence du parasitisme qui augmente lorsque la densité des œufs par feuille augmente également, fait observé par Gross Junior et al. (1984) qui ont démontré que le parasitisme augmente progressivement lorsque augmente le nombre d'œufs par mètre linéaire sur le cotonnier. Almeida et al. (1994) ont assisté à un parasitisme allant jusqu'à 100% avec une corrélation positive entre le total des œufs du curuqueré (*Alabama argillacea*) et le nombre d'œufs parasités.

Selon Parra et Zucchi (1986) la capacité de parasitisme dépend de l'espèce du parasitoïde, de la disponibilité et du type de l'hôte, de la température et de l'approvisionnement alimentaire, variant de 20 à 120 œufs par femelle.

Almeida et al. (1995) en comparant deux techniques de lâcher, en utilisant sur l'une d'elles des adultes de *Trichogramma pretiosum* et sur l'autre des diffuseurs avec des œufs parasités, ont pu observer sur un cotonnier arboricole un parasitisme maximum respectif de 71,02% et 71,03% par rapport aux techniques étudiées.

Almeida et al. (1998) ont souligné l'importance d'observer la consonance parfaite entre la lutte biologique et la lutte contre les ravageurs afin que l'utilisation du *Trichogramma* soit réalisée avec succès.

Production de *Trichogramma* avec la pyrale de la farine (*Anagasta kuehniella*)

Ivan Cruz

Maria de Lourdes Correa Figueiredo

Marcos Joaquim Matoso

Aspects biologiques de la pyrale de la farine

Les œufs de *Anagasta kuehniella* (Zeller) (Lépidoptère: Pyralidae) (CRUZ, 2002, 2007, 2008a, 2008b, 2008c, 2009 ; CRUZ et al., 1999, 2009, 2011) se présentent sous une forme allongée et présentent une coloration blanche perle, une fois placés et qui deviennent jaune claire au fur et à mesure que se rapproche l'éclosion de la larve. La taille moyenne de l'axe longitudinal de l'œuf est de 0,58 mm, pouvant varier de 0,53 mm à 0,64 mm, et l'axe transversal est de 0,33 mm, en moyenne, pouvant varier de 0,28 mm à 0,37 mm. Le poids de 1.500 œufs varie de 0,021 mg à 0,025 mg, avec une moyenne de 0,023 mg. La période d'incubation et le pourcentage de mortalité des embryons varient selon la température. Des travaux réalisés avec une humidité relative de 70% et des températures de 15 °C, 20 °C, 25 °C et 30 °C montrent des périodes d'incubation moyennes de 16,6, 7,8, 5,8 et 4,0 jours, respectivement. L'humidité relative affecte peu la période d'incubation si ce n'est lorsqu'elle est extrêmement basse entraînant de cette façon l'augmentation de la période.

Le nombre de stades larvaires varie entre 5 et 6 lorsque l'insecte est élevé à 25 °C à 29,7 °C et 70% à 73% UR, dans la farine de blé complet.

La période larvaire varie selon la température étant en moyenne de 29 jours à 27,9 °C et 73% UR.

Les chenilles élevées dans des humidités relatives faibles (inférieures à 70%) n'arrivent pas à compléter le développement à 12 °C, tandis qu'à 30 °C, même à des humidités relatives élevées (70%), la mortalité larvaire est très élevée. D'une façon générale, la diminution de l'humidité relative affecte d'une façon adverse la période larvaire en la rallongeant.

L'effet de la photopériode est également évident sur le développement larvaire en augmentant avec la croissance du nombre d'heure à l'ombre.

Les facteurs de l'environnement ne sont pas les seuls qui peuvent affecter le développement de *A. kuehniella*. Le nombre de larves par récipient d'élevage peut aussi affecter la durée du développement de la pyrale de la farine. L'augmentation du nombre de larves entraîne la diminution de la taille de l'adulte ainsi que l'augmentation dans la durée de la période et dans la mortalité.

Les pupes présentent une période de développement de 8 à 16 jours à des températures d'été, pouvant se rallonger si les conditions sont adverses. À 30 °C et 73% UR, la période pupale a été de 8 jours.

Les adultes ont un cycle de vie relativement court. À 30 °C et 73% UR, les couples qui copulent, présentent un cycle moyen très inférieur (six jours pour les femmes et sept jours pour les mâles), à ceux qui ne copulent pas (11 et 10 jours, respectivement pour ces femelles et les mâles). La capacité de ponte atteint une moyenne allant jusqu'à 350 œufs, ayant une concentration de 80% ou 90% d'œufs entre le 3^e et le 4^e jour de ponte. Généralement, les œufs des

espèces de pyrale de la farine, sont placés tout de suite après l'accouplement et l'oviposition se complète normalement entre 2 à 5 jours après l'émergence. La température de 27 °C a été considérée comme optimale pour la fécondité.

Les femelles peuvent débiter la ponte 24 à 48 heures après l'émergence ; *A. kuehniella* présente une relation avoisinant les 47,5% de mâles et 52,5% de femelles.

La photopériode peut également affecter les adultes. On sait qu'une photophase de 24 heures est responsable de la réduction de la fécondité et que la viabilité des œufs provenant de couples dans lesquels les mâles ont été maintenus sous cette condition est inférieure à la viabilité des couples dans lesquels les mâles ont été élevés en scotophase de 24 heures.

La période de développement de l'œuf à l'adulte à 28 °C à 30 °C et 73% UR dure près de 41 jours.

Multiplication de la pyrale de la farine

Diète

Les larves de la pyrale de la farine sont élevées avec du son de maïs ou de blé seuls ou mélangés à part égale, enrichis avec de la levure de bière (3%), distribuée à l'intérieure des plateaux en plastique avec une capacité de cinq litres (Figure 2).

Récipient

Sont utilisés des plateaux en plastique (dimension : 10 cm de hauteur x 20 cm de largeur x 30 cm de longueur) avec des couvercles de réglage par pression. Afin de fournir la ventilation à l'intérieur du

Photos : Ivan Cruz



Figure 2. Plateau en plastique contenant la diète pour la pyrale de élevage de la pyrale de la farine.

plateau, on procède à une ouverture (9 cm de largeur x 19 cm de longueur) sur la partie supérieure du couvercle. Pour éviter la pénétration d'ennemis naturels, la partie retirée est remplacée par un tissu en maille fine (organza), fixé avec une bande adhésive aussi bien sur la partie interne que sur la partie externe (Figure 3).



Photo : Ivan Cruz

Figure 3. Plateau d'élevage de la farine (détail du couvercle).

Préparation de la diète de la pyrale de la farine et du récipient d'élevage de larves

Ni le maïs ni le blé ne peuvent être traités avec n'importe quels types de défensifs ; cependant, il est important d'observer l'origine de la céréale acquise. Elles doivent être moulues avant d'être utilisés. En fonction de la granulométrie de la mouture, on doit tamiser le matériel en utilisant un tamis possédant une maille de 1,5 mm.

Suite au tamisage, la farine de chaque céréale doit être stockée dans un environnement hermétique afin d'éviter des infestations par des insectes ; le stockage en freezer est conseillé. Il est possible de procéder à un mélange des farines avec la levure de bière de façon anticipée ou alors lors de son usage pour l'élevage de la pyrale de la farine.

L'aliment (500 g de son de maïs, 500 g de son de blé plus 30 g de levure de bière) est disposé à l'intérieur du plateau en plastique (Figure 4), de façon uniforme, avec une légère compression afin de niveler la diète. Sur la surface de la diète sont éparpillés près de 0,33 g d'œufs d'*Anagasta* (près de 12.000 œufs) (Figure 5) ; ensuite le couvercle est installé puis scellé avec une bande adhésive afin d'éviter l'entrée de parasitoïdes. Les plateaux sont maintenus sur des étagères (Figure 6) dans une salle climatisée (25 °C), de manière à permettre une bonne ventilation à l'intérieur.

Collecte des adultes

C'est en observant l'émergence des premiers adultes de la pyrale de la farine (près de 40 jours), que l'on doit débiter la collecte des insectes adultes, s'étendant sur une période de 15 à 20 jours. La collecte est réalisée à l'aide d'un aspirateur. On introduit une adaptation



Photos : Ivan Cruz

Figure 4. Préparation du plateau contenant la diète pour la pyrale de la farine.

Photos : Ivan Cruz

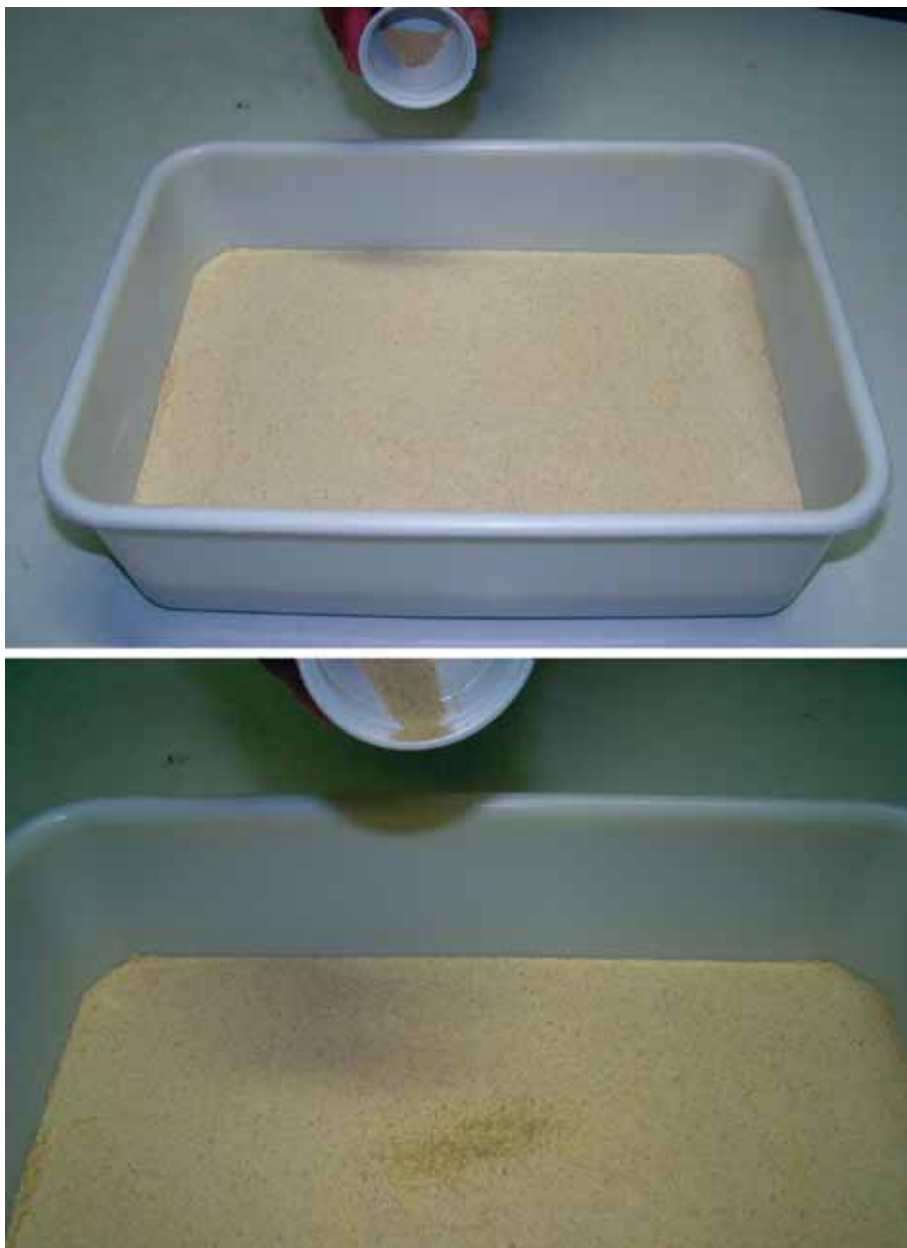


Figure 5. Œufs de la pyrale de la farine éparpillés sur la surface de la diète.



Photos : Ivan Cruz

Figure 6. Étagères contenant les plateaux pour l'élevage de la pyrale de la farine en salle climatisée.

pour le contrôle de la pression de la succion entre le tuyau et la partie finale de la collecte de l'aspirateur. Cette adaptation est faite avec deux tubes de PVC. Dans le premier tube, d'un pouce de diamètre et 17 cm de longueur, sont faits deux orifices frontaux de 2,2 cm. Ce tube est ensuite fixé à la base du bras de collecte. Le second tube, de 1 ¼ de pouce et de 10 cm de longueur est également perforé de la même façon que le premier en ajustant les ouvertures des tubes en fonction de la pression souhaitée (Figure 7).

À l'extrémité du bras de l'aspirateur est installée une adaptation faite avec deux bouteilles en plastique jetables (2,0 L de capacité). Dans la première bouteille est retiré le fond avec un découpage réalisé à 7 cm de la base. À 12 cm de l'extrémité du goulot, est introduit et collé un anneau de PVC de 2 cm de largeur, contenant une toile en nylon avec une maille de 0,5 mm. On retire également le fond de l'autre bouteille à 15 cm de la base. Le goulot de la bouteille contenant l'anneau est ensuite emboîté à l'extrémité du bras de l'aspirateur. L'autre extrémité est emboîtée à l'intérieur de l'autre bouteille (Figure 8).

La collecte des adultes de la pyrale de la farine est généralement réalisée durant la matinée en raison d'une faible mobilité des insectes. On retire le couvercle du plateau où l'on débute la collecte (Figure 9). Ensuite, le procédé est réalisé à l'intérieur des plateaux (Figure 10). Généralement les insectes sont collectés sur environ dix plateaux qui sont initialement déposés dans un sac en plastique (capacité de 20 L). Après le retrait des insectes des 40 plateaux, ceux-ci sont déposés dans une cage à ponte.

Cage de ponte

Cette Cage est confectionnée à partir d'un tube de PVC de 300 mm de diamètre et 25 cm de hauteur. Pour sceller les extrémités de



Photos : Ivan Cruz

Figure 7. Pièces de réglage du flux de la pression pour succion des adultes de la pyrale de la farine adaptées à l'aspirateur.

Photos : Ivan Cruz



Figure 8. Fixation des bouteilles utilisées lors de la collecte des adultes de la pyrale de la farine.

la Cage, on utilise des anneaux de PVC de 2 cm de hauteur et une toile en nylon avec une maille de 0,5 mm de diamètre. La toile est collée sur les anneaux avec une colle de type « araldite ». Fait également partie de l'ensemble, une assiette en plastique (semblable à celle utilisée sous les pots de plantes) utilisée comme collecteur d'œufs (Figure 11).



Photo : Ivan Cruz

Figure 9. Collecte des adultes de la pyrale de la farine sur le couvercle du plateau.



Photo : Ivan Cruz

Figure 10. Collecte des adultes de la pyrale de la farine sur le plateau.

Photos : Ivan Cruz



Figure 11. Cage des adultes de la pyrale de la farine (détail des anneaux de PVC).

Obtention des œufs de la pyrale de la farine

Après les avoir complétés avec le nombre d'adultes (près de 10 mille à 12 mille insectes), les anneaux sont fixés sur un tube de PVC, à l'aide d'un ruban de masquage (Figure 12). La base de la cage est placée à l'intérieur d'une assiette en plastique dans laquelle les œufs seront collectés. Les adultes ne reçoivent pas n'importe quel type d'alimentation et resteront dans la Cage pendant cinq jours en moyenne.



Photo : Ivan Cruz

Figure 12. Fixation de l'anneau avec une bande adhésive de la cage de la pyrale de farine.

Collecte des œufs

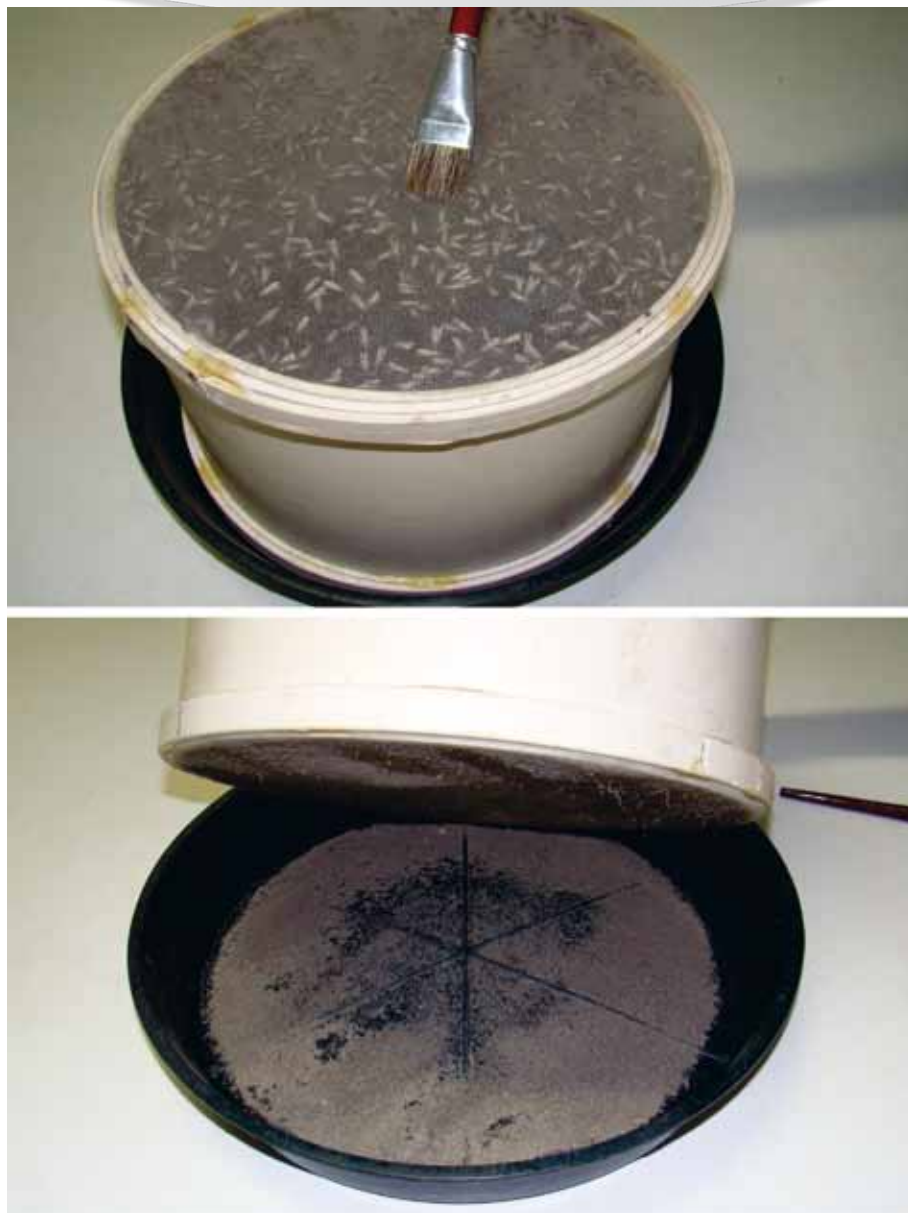
Généralement, la collecte des œufs débute un jour après le montage de la cage de ponte. Une importante quantité d'œufs tombe directement dans l'assiette. Les autres demeurent adhérents à la toile. Par conséquent il faut passer un pinceau sur la partie externe de la toile qui couvre aussi bien l'anneau supérieur que l'inférieur puis secouer la cage afin de retirer les œufs restants (Figure 13).

Les œufs obtenus doivent passer à travers un tamis de 0,50 mm, afin de retirer les résidus ainsi que les restes de farines ou d'écaillés des insectes (Figure 14). Un autre nettoyage est effectué à l'aide d'un pinceau fin et de coton que l'on passe doucement sur les œufs (Figure 15).

La productivité quotidienne est contrôlée à travers le pesage des œufs en considérant l'équivalence moyenne de 36.000 œufs par gramme. La plupart des œufs sont utilisés pour produire le parasitoïde. Une petite partie est destinée à l'élevage d'entretien de la pyrale de la farine. Les œufs doivent être placés à l'intérieur d'un tube en plastique, sans humidité afin d'éviter de se retrouver collés les uns aux autres. L'endroit où demeureront les adultes de la pyrale de la farine doit être à une température d'environ 25 °C et à une humidité de l'air d'au minimum, 70%.

Contrôle de qualité d'œufs produits

Avant de monter les plateaux pour la multiplication de la pyrale de la farine, on doit évaluer la viabilité des œufs. Pour cela, ils sont individualisés à l'aide d'un pinceau, dans les orifices d'une plaque en plastique. La plaque utilisée dans le laboratoire est une plaque elisa, contenant 96 orifices (obtenue facilement dans d'autres laboratoires car il s'agit d'un matériel jetable). Après le placement des œufs, la



Photos : Ivan Cruz

Figure 13. Retrait des œufs dans les superficies supérieures et inférieures de la cage des adultes de la pyrale.

Photos : Ivan Cruz



Figure 14. Retrait des résidus des œufs de la pyrale de la farine à travers un tamis.



Photo : Ivan Cruz

Figure 15. Retrait des résidus présents dans les œufs de la pyrale de la farine avec du coton.

plaque doit être scellée avec un ruban en plastique. Après six jours, en moyenne, compter le nombre de larves d'*Anagasta* et déterminer la viabilité des œufs en considérant comme normale une viabilité au-dessus de 75%. Il est possible ce afin de faciliter le travail, de marquer avec son propre stylo, l'orifice de la plaque où est née la larve.

Multiplication du *Trichogramma*

Concernant l'élevage de trichogrammatidae sur des œufs de la pyrale de la farine, il existe de différents systèmes mais qui

suivent plus communément une technique de base. Initialement, les œufs de la pyrale sont disposés sur des plaquettes en carton rectangulaires en maintenant une bordure sans œufs de 1,5 cm à 2,0 cm tout au long de sa petite longueur. Les plaquettes sont ensuite placées dans des récipients en plastique ou en verre. Pour ce qui est du parasitisme, on peut utiliser une proportion d'œufs parasités pour les non parasités d'environ de 1/5, avec une période d'exposition de 48 heures.

Préparation des diffuseurs

Des feuilles cartonnées de couleur blanche sont découpées d'une taille de 10 cm x 15 cm. À l'exception d'un espace de 2 cm à une extrémité, toute la surface est couverte par une colle de type « gomme arabique ». La colle doit être au début diluée dans de l'eau (20% de colle et 80% d'eau), pour être ensuite distribuée de façon uniforme sur le diffuseur à l'aide d'une éponge (Figure 16). Les œufs doivent être immédiatement distribués de façon uniforme (Figure 17) sur la colle, en évitant la formation de couches car cela porte préjudice au parasitisme.

Pour faciliter la distribution, les œufs sont placés à l'intérieur d'un petit tube qui est recouvert d'un tissu en maille fine suffisant afin de ne laisser passer qu'un œuf à la fois. En outre, le diffuseur doit être placé sur un angle de 45 degrés. Apposer sur le diffuseur la date de la distribution afin d'obtenir un meilleur contrôle de l'élevage. Les diffuseurs peuvent être stockés dans des frigidaires (jusqu'à une semaine) pour une meilleure conservation et si possible à l'intérieur de boîtes en polystyrène. Près de 25.000 œufs sont distribués sur un diffuseur (Figure 18).



Photo : Ivan Cruz

Figure 16. Colle éparpillée sur le diffuseur à l'aide d'une éponge.



Photo : Ivan Cruz

Figure 17. Distribution des œufs de la trace de la farine sur une couche de colle du diffuseur.

Photo : Ivan Cruz

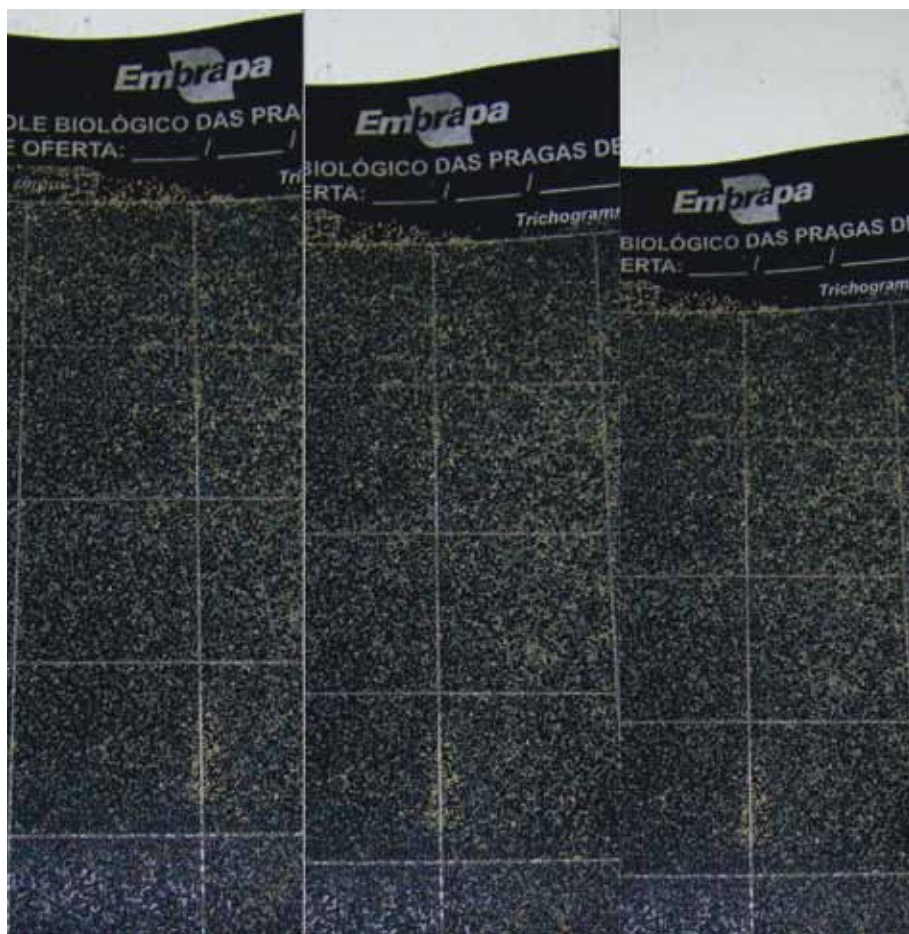


Figure 18. Diffuseurs contenant les œufs de la pyrale de la farine.

Offres de diffuseurs pour l'élevage du parasitoïde

Une fois les diffuseurs séchés avec les œufs de la pyrale de la farine, ils seront, après annotations de la date de distribution, introduits en nombre de trois à cinq (100.000 œufs) (Figure 19), à l'intérieur

du récipient en plastique ou en verre, avec une capacité de 1,6 L. Il doit déjà y avoir à l'intérieur de ces récipients un diffuseur totalement parasité et avec l'émergence des premiers adultes. Des goûtes de miel y sont placés comme aliment pour la guêpe (huit petite goûtes, car des grosses goûtes pourraient piéger les guêpes minuscules) distribuées sur une paroi du récipient (Figure 20). Deux jours après la première distribution, il est possible d'en faire une seconde sans retirer la première. Les récipients sont scellés avec des films de PVC et conservés sur des étagères (Figure 21). Près de trois à quatre jours après la distribution, l'œuf parasité reste foncé, permettant d'obtenir une évaluation qualitative du taux de parasitisme (Figure 22). C'est à ce moment-là que les diffuseurs sont retirés des récipients puis placés par date de distribution dans d'autres récipients identiques, sans la guêpe adulte. Normalement le taux de parasitisme reste au-dessus de 90%. Si, pour quelques raisons que ce soit, le parasitisme se trouve à un taux inférieur, il sera nécessaire d'éliminer les larves écloses.

Contrôle de qualité du parasitisme

Pour effectuer le contrôle de qualité du parasitisme, on doit retirer les échantillons du diffuseur (trois échantillons de 100 œufs) et évaluer le nombre d'œufs parasités, le pourcentage d'émergence de la guêpe et le sex-ratio (nombre de femelles divisé par le nombre total d'insectes émergés). Cela est important aussi bien pour la continuité de l'élevage que pour le lâcher sur le champ. On doit prendre en considération le fait qu'il existe la possibilité de faire sortir plus d'une guêpe dans chaque œuf parasité.

Cependant pour déterminer la viabilité, on doit compter le nombre d'orifice de sortie du parasitoïde.

Photo : Ivan Cruz



Figure 19. Distribution de diffuseurs dans le récipient pour le début du parasitisme par les guêpes.

Photo : Ivan Cruz



Figure 20. Gouttes de miel placées à l'intérieur du récipient comme substrat alimentaire pour guêpes.



Photo : Ivan Cruz

Figure 21. Élevage des guêpes en salle climatisée.

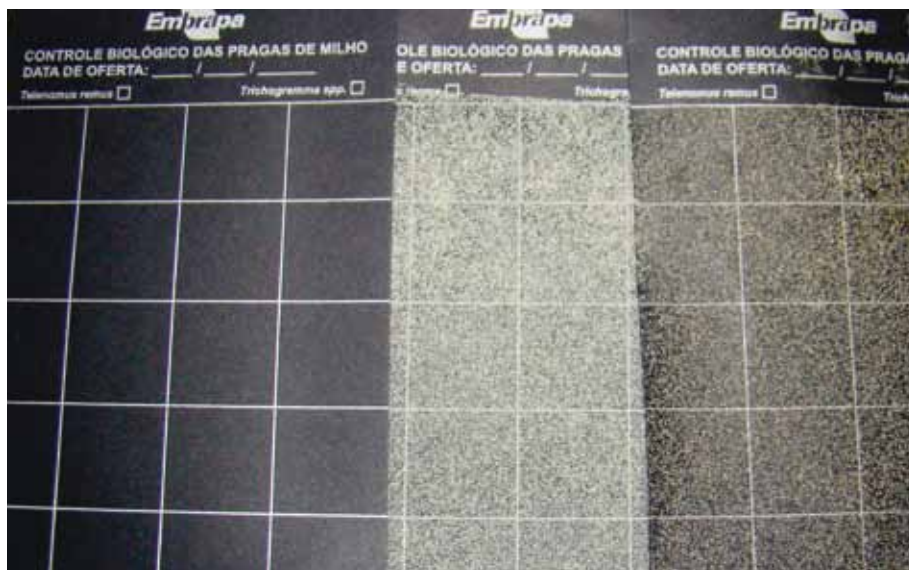


Photo : Ivan Cruz

Figure 22. Diffuseurs sans œufs, avec œufs de la pyrale de la farine non parasités et avec œufs parasités (foncés) par la guêpe.

Soins requis lors de l'élevage

Pour qu'il n'y ait pas d'interruption du flux d'insectes aussi bien au niveau de l'hôte qu'au niveau du parasitoïde, un contrôle rigoureux des conditions d'asepsie dans les locaux d'élevage est indispensable. Après la collecte des adultes de la pyrale de la farine, les plateaux devant être jetés devront être placés dans un freezer (Figure 23) pour ne pas contaminer la salle d'élevage.

Durant l'élevage de l'*Anagasta*, il faut faire attention à la présence d'un parasitoïde de larves (*Habrobracon*), qui généralement atteint une population élevée lorsque les plateaux ne sont pas bien

Photo : Ivan Cruz



Figure 23. Plateaux placés dans un freezer avant d'être jetés.

scellés. Si jamais ces parasitoïdes apparaissent, les plateaux contaminés doivent être immédiatement jetés. Cette élimination doit être faite en plaçant le matériel dans un freezer au moins pendant 24 heures, afin de garantir la mortalité du parasitoïde.

Lorsque les conditions d'hygiène ne sont pas adéquates et que la collecte des adultes de la pyrale de la farine dépasse les 20 jours, un acarien prédateur de ses œufs peut apparaître, diminuant sensiblement l'élevage et par conséquent compromettant celui de la guêpe. Le même procédé que celui adopté lors du contrôle de l'*Habrobracon* doit être suivi en ce qui concerne l'acarien.

Coût de production

Les coûts pour la production quotidienne ininterrompue d'une quantité suffisante en vue d'un lâcher sur 50 hectares de maïs (100.000 guêpes) reposent sur l'hypothèse que pour l'installation de la bio-usine, l'utilisateur devra acquérir tout le matériel nécessaire y compris l'installation d'un hangar de 40 m².

Donc, pour produire le *Trichogramma* sur 50 ha de façon quotidienne, ce coût concernant le matériel permanent s'élèvera à R\$ 31.834,90, sachant que les coûts se rapportant à l'amortissement mensuel des équipements seront de R\$ 298,77. Le coût mensuel concernant le matériel de consommation sera de R\$ 1.908,85.

Compte tenu des frais mensuels se rapportant au matériel permanent (amortissement), matériel de consommation, main d'œuvre et dépenses en énergie électrique, on estime que le coût final de production du *Trichogramma* par hectare (un lâcher) sera de R\$ 2,24.

Production de *Trichogramma* avec l'altécite des céréales (*Sitotroga cerealella*)

Raul Porfirio de Almeida

Aspects biologique de l'altécite des céréales

L'altécite des céréales (*Sitotroga cerealella* Oliver) (ALMEIDA, 1996 ; ALMEIDA et al., 1988), de la famille Gelechiidae, appartient à l'ordre des Lépidoptères. Ce microlépidoptère pond ses œufs de façon isolée ou en groupe et sur des grains 1 ou 2 jours après l'accouplement (BARRER, 1981). Les femelles pondent entre 40 et 280 œufs selon le substrat (GALLO et al., 2002).

Au début les œufs se présentent sous une forme ovale, avec des stries et de couleur blanche qui deviennent roses lorsqu'ils s'approchent de l'éclosion (MOREIRA ; MALDONADO, 1986).

Le nombre moyen d'œufs pondus varie selon la température soit 109 œufs pour une période de 5,0 jours à 25 °C et 106 œufs après 3,5 jours à 30 °C. A ces températures, la longévité moyenne des femelles atteint 8,5 et 6,5 jours, respectivement (SHAZALI ; SMITH, 1986).

Les larves éclosent après une période située entre 4 et 6 jours puis pénètrent dans le péricarpe du grain dans les 24 heures, qui s'alimentent du contenu interne du grain. La période larvaire est complétée au bout de deux à trois semaines. Dans des conditions idéales, les larves passent par au moins quatre stades (ATHIÉ ; PAULA, 2002), pouvant s'étendre à neuf (BARRER, 1981), et dans lesquels le

type d'aliment est responsable et influence le développement de l'insecte (COTTON ; WILBUR, 1974).

Les larves jaunissent après l'éclosion puis deviennent blanches une fois développées. Elles sont courtes et tronquées avec de fausses pattes abdominales peu développées atteignant 6 mm de longueur. Elles sont courbées et présentent un thorax plus large que l'abdomen et les mâchoires sont marron foncé (GALLO et al., 2002 ; MOUND, 1989 ; WEISMAN, 1991).

Les pupes varient en termes de coloration en passant du blanc au début de leur développement et au marron foncé au moment de l'émergence de l'adulte (LORINI, 2008).

Les insectes adultes sont des papillons de 6 mm à 8 mm de longueur et avec 10 mm à 15 mm d'envergure. Ils possèdent des ailes antérieures de couleur paille, avec des franges et des ailes postérieures plus claires avec des franges plus grandes (LORINI ; SCHNEIDER, 1984). Selon Athié et Paula (2002), les ailes antérieures sont étroites, longues et effilées aux extrémités tandis que les ailes postérieures deviennent plus étroites et de façon accentuée vers l'extrémité.

La période allant de l'œuf à l'adulte est de 31 et 25 jours à des températures respectives de 25 °C et 30 °C (SHAZALI ; SMITH, 1986).

Multiplication de l'alucite des céréales

L'Embrapa Coton produit le *Trichogramma* avec autorisation à travers une méthodologie dont l'objectif après être passé par de différentes étapes de production consiste à arriver à un produit final appelé « Intrans Biologique ». Cette technologie a été adaptée et améliorée à partir de la technologie existante et vise principalement à produire le *Trichogramma*, moyennant une supervision constante,

en se basant sur des principes de qualité permettant d'avoir accès à un excellent matériel biologique produit.

Une qualité élevée de production dépend de l'usage approprié des équipements et d'une performance précise de la technique d'élevage ; cela requiert un suivi permanent des facteurs qui influencent le succès de l'élevage et les analyses périodiques qui durant le processus, aideront à détecter par anticipation d'éventuels problèmes liés à la qualité (BIGLER, 1996). En plus de ces aspects, Boller et Chambers (1977) ont mentionné l'adaptabilité, la mobilité, l'activité sexuelle, la reproduction et la colonisation en tant que composants de la qualité, la production à grande échelle d'insectes dont l'importance de ces composants varie avec l'objectif de l'élevage.

Durant les différentes étapes de l'élevage du *Trichogramma* et de son hôte alternatif, certains critères sont adoptés afin de pouvoir atteindre des niveaux de qualité au niveau de la production. L'une des conditions pour atteindre les niveaux souhaités consiste en une supervision constante, de façon à ce que toutes les exigences bioécologiques soient respectées en vue d'un excellent développement des organismes concernés :

Qualité et décontamination du substrat d'alimentation

À cette étape ce que l'on vise principalement c'est de fournir d'excellentes conditions de développement à l'hôte alternatif *S. cerealella* et éliminer tous les organismes pouvant affecter le développement biologique et par conséquent la production des œufs

La qualité du blé est une condition exigée pour un excellent développement de l'hôte alternatif *S. cerealella*. Dans ce contexte, des conditions préalables doivent être observées :

- Conditions d'humidité du grain de blé (entre 9% et 14%).
- Utiliser un substrat d'alimentation (blé) provenant de matériel produit, de préférence pour la semence.
- Stocker le blé à faible température dans une chambre froide ou un freezer (petits volumes), pour éviter le risque de contamination des unités de production (UP) avec des insectes et acariens.

Infestation du blé et montage des unités de production

Concernant l'élevage en masse de l'hôte alternatif, il est nécessaire d'avoir une ou plusieurs salles de production en masse avec des lots de production compatibles avec un nombre d'Unités de Production (UP) (Figure 24). Pour une meilleure occupation de l'espace du laboratoire, on utilise un support pour les unités de production avec deux étages (Figure 25). Pour le montage des UP, on utilise 4 plateaux chacun avec une capacité de 4 kg de blé. L'infestation du blé est faite en plaçant 1,3 g d'œufs de l'alucite/kg de substrat, conditionnés dans des récipients en plastique (Figure 26).

La technique d'installation des UP possède une grande influence dans le succès de la production des œufs de l'hôte alternatif mais doit obéir aux critères suivants :

- Séparer les lots de production visant à diminuer les risques de contamination avec les insectes et les acariens de façon généralisée sur toute la production.
- La quantité de lots doit être compatible avec le nombre d'UP utilisées.
- Traiter les plateaux avec du chlore à 10% pour éviter l'arrivée d'acariens.



Photo : Raul Porfirio de Almeida

Figure 24. Unité de Production (UP) de l'hôte alternatif *Sitotroga cerealella*.

Photo : Raul Porfirio de Almeida



Figure 25. Unité de Production (UP) sur support pour deux étages.



Photo : Raul Porfírio de Almeida

Figure 26. Plateau de l'UP avec blé et œufs de *Sitotroga cerealella* dans des récipients en plastique.

- Utiliser des récipients en plastique avec des œufs d'hôtes alternatif pour produire l'infestation du blé sur les plateaux.
- Procéder au nettoyage du blé 15 jours après son infestation avec des œufs de l'hôte alternatif et nettoyer chaque UP (Figure 27), de façon à ce que les impuretés soient retirées telles que la poudre provenant de l'activité des larves en fonction de la pénétration dans le grain ainsi que d'autres matériaux (Figure 28).
- Ajouter au blé du soufre en poudre au sein de chaque UP de façon à servir de traitement contre les acariens (Figure 29).

Photo : Raul Porfirio de Almeida



Figure 27. Nettoyage du blé provenant des UP.

Photo : Raul Porfirio de Almeida



Figure 28. Impuretés provenant du blé.

Photo : Raul Porfirio de Almeida



Figure 29. Traitement du blé avec du soufre.

Obtention d'adultes et collecte d'œufs de l'hôte alternatif

Vingt-huit jours après l'installation des unités de production, apparaît l'émergence des premiers adultes et la première collecte doit être débutée entre le troisième et le cinquième jour après cette phase, lorsque l'on trouvera le nombre suffisant d'insectes afin de procéder à la première collecte. Tous les récipients de collecte de papillons sont retirés des unités de la production et transférés vers la salle de ponte (Figure 30), où l'on procédera aux collectes suivantes.

La collecte des œufs est réalisée dans une « Chambre appropriée », conçue habilement de façon à éviter un minimum de perte de papillons (Figure 31).

La « Chambre de collecte d'œufs » a pour objectif principal d'assurer la protection du laborantin durant le processus de collecte en évitant au maximum qu'il soit en contact avec les écailles des ailes des papillons pouvant conduire par la suite à des problèmes d'allergie.

Les aspects importants en vue de l'obtention et du maintien de la qualité des œufs de l'hôte alternatif sont décrits ci-dessous :

- Retrait de l'excès des écailles sur les œufs du *S. cerealella*.
- Séparation des œufs qui adhèrent au fond des récipients de collecte (œufs orangés) en les utilisant pour l'infestation de nouvelles UP, et des œufs de couleur blanche utilisés pour le parasitisme.
- Asepsie et nettoyage de tout le matériel utilisé pour la collecte/préparation des diffuseurs.
- Nettoyage des œufs de l'hôte alternatif à travers l'usage d'un tamis à maille fine afin de retirer les écailles provenant de l'hôte alternatif (Figure 32).

Photo : Raul Porfiro de Almeida



Figure 30. Salle de ponte de *Sitotroga cerealella*.



Photo : Raul Porfiro de Almeida

Figure 31. Chambre de collecte des œufs de *Sitotroga cerealella*.

Photo : Raul Porfiro de Almeida



Figure 32. Matériel pour collecte et nettoyage des œufs de *Sitotroga cerealella*.

Traitement et conditions environnementales de la salle de production de l'hôte alternatif

Certains aspects liés aux conditions du laboratoire doivent être pris en considération tels que :

- Les Salles de production en masse et de ponte du *S. cerealella* doivent être traitées trois fois par semaine avec du chlore à 10% afin d'éviter principalement l'occurrence d'acariens.
- Les conditions environnementales dans la salle de ponte doivent être contrôlées et réglées de préférence à une température et humidité relative de l'air (UR) à une moyenne de 25 ± 2 °C et $70 \pm 5\%$, respectivement.

- Enregistrer la température et l'humidité relative de l'air et utiliser si nécessaire, un climatiseur et un déshumidificateur pour les adapter aux conditions exigées.

Asepsie et élimination des lots de production en masse

Concernant l'asepsie et l'élimination des lots de production, les aspects suivants doivent être pris en considération (Figure 33) :

- L'élimination des lots de production doit être effectuée après la fin du cycle économique de production de l'hôte alternatif, d'environ 60 à 70 jours.
- Les unités de production devant être éliminées doivent être vers un environnement externe du laboratoire pour éliminer les organismes qui survivent encore.
- Suite à ce processus, le blé doit être incinéré et les UP doivent être nettoyées afin d'éliminer toutes les impuretés.



Photo : Raul Porfirio de Almeida

Figure 33. Élimination des UP de *Sitotroga cerealella*.

Multiplication du *Trichogramma*

Préparation de diffuseur avec les œufs de *S. cerealella*

Pour obtenir une meilleure efficacité quant à l'utilisation des œufs produits par l'hôte alternatif ainsi qu'une meilleure qualité de l'intrant biologique, certaines exigences doivent être observées :

- Utiliser une table de préparation des diffuseurs dont le but consiste à minimiser la perte des œufs de l'hôte alternatif (Figure 34).
- Les diffuseurs doivent contenir la quantité moyenne d'œufs de *S. cerealella*, près de 3.000.

Les diffuseurs pour la confection d'intrant biologique (Figure 35) sont standardisés de couleur noire et possédant une surface de 50 pouces carrés, sous-divisée en carré d'un pouce carré (2,54 cm x 2,54 cm). Pour obtenir un meilleur contrôle de l'identification du matériel ainsi qu'une gestion efficace, les diffuseurs doivent également présenter les données suivantes : nom du producteur ou entreprise responsable, adresse, nom commercial du produit, nom de l'espèce du parasitoïde utilisé, numéro du lot de production, date du parasitisme et date de l'émergence des parasitoïdes. La préparation de l'intrant biologique est réalisée dans la salle de collecte/Préparation de diffuseurs et Stockage des œufs.

Élevage et parasitisme du *Trichogramma* en laboratoire

Pour l'élevage de *Trichogramma*, nombreux sont les aspects devant être pris en considération :

- Débuter l'élevage à partir des adultes obtenus des œufs de ravageurs dans des conditions de culture soit avec des indi-



Photo : Raul Porfírio de Almeida

Figure 34. Table pour la préparation des diffuseurs d'œufs parasités de *Sitotroga cerealella*.

Photo : Raul Porfiro de Almeida

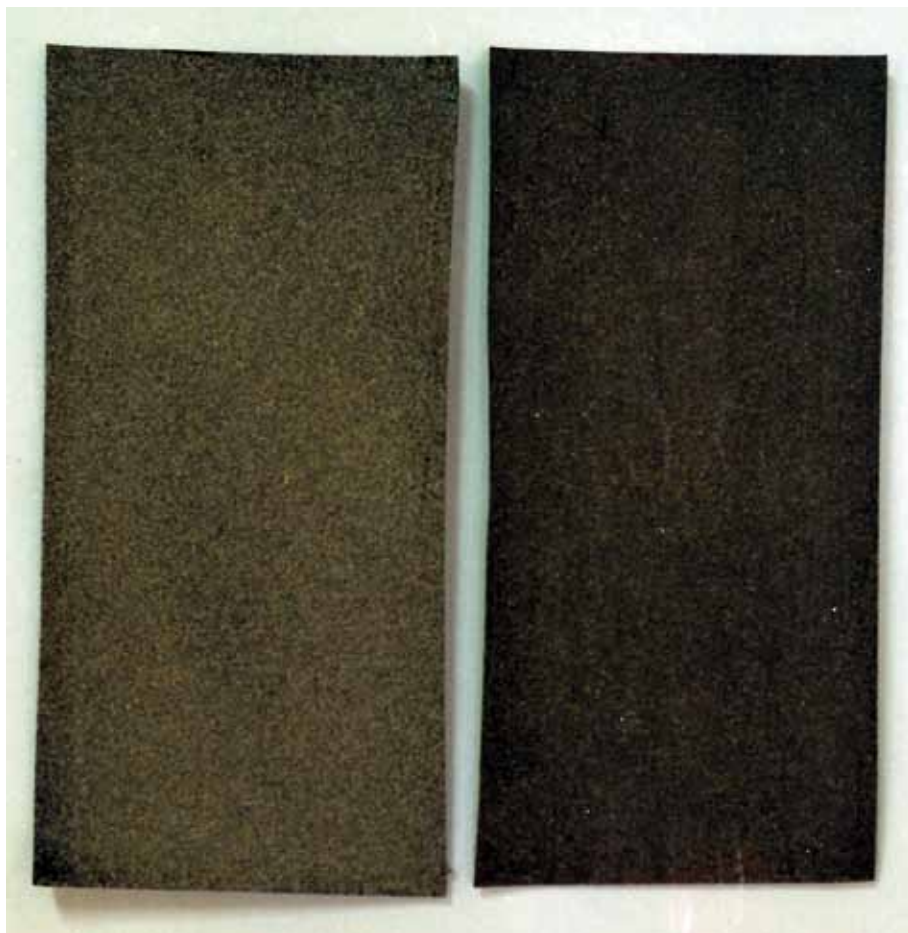


Figure 35. Diffuseurs avec œufs non-parasités (gauche) et parasités (droite).

vidus adaptés aux conditions naturels des agroécosystèmes cible de la lutte biologique.

- Renouveler l'élevage des spécimens de *Trichogramma*, de préférence tous les 3 mois, de façon à éviter à ce qu'ils soient trop adaptés aux conditions du laboratoire et perdent de leur efficacité au moment du lâcher sur le champ.

- Utiliser les œufs de *S. cerealella* issus de pontes provenant du premier et second jour.
- Utiliser une proportion de 1/3 (œufs parasités/œufs non parasités) pour la multiplication du parasitoïde.
- Éviter les hautes et basses températures durant le parasitisme du *Trichogramma*.
- L'introduction du diffuseur devant être parasité à l'intérieur de la chambre du parasitisme doit être faite lors de la détection de l'émergence des premiers adultes (Figure 36).
- L'élimination des diffuseurs dont les adultes de *Trichogramma* ont émergé doit être réalisée 3 à 4 jours après le parasitisme.



Photo : Raul Porfirio de Almeida

Figure 36. Récipients destinés au parasitisme de *Trichogramma*.

- Le pourcentage de parasitisme ne doit pas être inférieur à 80% donc chaque pouce carré doit avoir un minimum de 2.400 œufs parasités.
- Le pourcentage d'adultes émergés non inférieur à 85%.
- Le sex-ratio doit être égal ou supérieur à 0,5.
- La présence d'adultes atypiques ne doit pas être supérieure à 2%.

Stockage des œufs de l'hôte alternatif

L'une des conditions exigées pour la préservation de la qualité des œufs produits aussi bien pour l'infestation de nouvelles UP que pour la confection de diffuseurs et pour le maintien de la qualité des œufs parasités, est que soit effectué le stockage sous conditions de réfrigération ; pour cela, on doit procéder de la façon suivante :

- Les œufs collectés directement de la chambre de collecte, doivent être stockés à une température entre 5 °C et 8 °C.
- Les œufs parasités doivent être stockés à une température entre 8 °C et 10 °C.

Coût de production

Pour l'implantation d'un programme de production de masse d'ennemis naturels de ravageurs, il est nécessaire d'avoir accès à des conditions minimums afin d'atteindre une qualité élevée du matériel biologique produit : base physique et équipements adéquates et le personnel d'appui dûment entraîné sont primordiaux dans la production de *Trichogramma*.

Les coûts pour le maintien d'un programme de production de masse impliquent généralement les dépenses avec du matériel permanent, le matériel de consommation et autres services.

Pour développer un programme avec un minimum de dépenses et un maximum d'efficacité quant à l'utilisation des organismes impliqués tels que l'ennemi naturel du *Trichogramma* et l'hôte alternatif *S. cerealella*, il est d'une importance fondamentale de prendre en compte les dimensions de toute l'infrastructure nécessaire de façon à ce qu'il y ait un maximum de production avec un minimum d'équipements, de matériel de consommation et de temps d'opérationnalisation des processus qui impliquent la production de masse.

De cette façon, chaque étape de la production doit être dûment dimensionnée selon les besoins par rapport aux équipements et le matériel de consommation utilisés :

- Lors du processus de décontamination et du stockage du substrat de l'alimentation.
- Lors de l'infestation du blé et du montage des unités de production.
- Lors de l'obtention des adultes et de la collecte des œufs de l'hôte alternatif.
- Lors de l'élimination des lots de production.
- Lors de la confection de l'intrant biologique.
- Lors de la multiplication et du parasitisme du *Trichogramma*.

Pour la réalisation d'un programme de lutte biologique à travers le *Trichogramma*, basé sur l'infrastructure de l'Embrapa Coton, impliquant un programme de production de masse avec 52 unités de production, les coûts totaux pour l'implantation du programme

représentent US\$ 12.312,49 dont 76,75% des dépenses sont liées au matériel permanent, 14,08% au matériel de consommation et 9,17% aux autres services. Concernant le producteur rural, les coûts pour l'implantation de ce programme peuvent être réduits d'environ 50%, si les conditions de l'environnement sont proches de celles exigées pour la multiplication de l'hôte alternatif du *Trichogramma*, évitant de la sorte, l'achat d'équipements plus onéreux.

Avec ces coûts, le laboratoire de production de masse de *Trichogramma* permet d'obtenir une production moyenne quotidienne par unité de production de 1,5 g d'œufs d'hôtes alternatifs ce qui représente une capacité de répondre aux besoins de 150 hectares de coton hebdomadaire, en l'utilisant pour le lâcher d'un diffuseur de 30 pouces carrés (193,55 cm²) d'œufs parasités/ha.

Gestion de *Trichogramma* pour la lutte biologique contre les insectes-ravageurs

Raul Porfirio de Almeida

Gestion du *Trichogramma* avant le lâcher sur le champ

Nombreux sont les soins à prendre en vue du succès de la lutte biologique à travers le *Trichogramma* avant de débiter le processus du lâcher dans le champ.

- L'agriculteur en acquérant les diffuseurs pour le lâcher des adultes de *Trichogramma*, doit procéder au lâcher 12 heures après avoir détecté l'émergence des adultes (Figure 37). Si le lâcher n'est pas immédiat, on doit maintenir le diffuseur sous des conditions de réfrigération, ou bien être maintenu dans un environnement frais en évitant le contact avec les pesticides. Lorsque l'on utilise un dispositif de lâcher (Figure 38), comme un équipement qui aide au lâcher de *Trichogramma*, on utilise des œufs de l'hôte alternatif parasités sur des diffuseurs qui doivent être placés 12 heures avant l'émergence des parasitoïdes.
- Les récipients contenant les diffuseurs avec des œufs parasites doivent rester hermétiquement fermés afin d'éviter la fuite des adultes après leur émergence.
- Le transport des diffuseurs avec des œufs parasités doit être réalisé en utilisant des récipients en polystyrène afin de

Photo : Raul Porfiro de Almeida



Figure 37. Lâcher d'adultes de *Trichogramma*.



Photo : Raul Porfirio de Almeida

Figure 38. Lâcher de pupes de *Trichogramma*.

maintenir une température semblable à celle du réfrigérateur. Si cela n'est pas possible, on doit éviter l'incidence des rayons solaires en les maintenant à l'ombre.

Gestion du *Trichogramma* durant le lâcher sur le champ

Sur le terrain, d'autres précautions doivent être prises afin d'éviter qu'il y ait une perte dans l'efficacité du contrôle de l'hôte ravageur par le *Trichogramma* tels que :

- Utiliser un personnel dûment entraîné pour le lâcher du *Trichogramma*.
- Le lâcher doit être fait durant les premières heures de la journée ou de l'après-midi.

- Éviter les heures les plus chaudes de la journée ainsi que les pluies et vents très forts.
- Ne pas laisser le récipient de lâcher avec les diffuseurs parasités exposés aux rayons solaires.
- Le lâcher des adultes de *Trichogramma* doit être fait lorsqu'il y aura une grande quantité d'individus dans les récipients du lâcher.
- Le lâcher du *Trichogramma* peut être fait avec des adultes ou des diffuseurs avec des œufs parasités. Pour le lâcher des adultes, le parcours dans le champ doit être fait en suivant les lignes de la culture de façon à ce qu'on libère une partie des parasitoïdes à chaque 25 pas (Figure 39). Pour le lâcher à travers les diffuseurs on utilise 15 dispositifs de lâcher/ha, à une distance de 15 m, avec 2 pouces carrés chacune. On doit utiliser des diffuseurs avec 30 pouces carrés dans chaque hectare (193,55 cm²).
- En cas d'utilisation de pesticides pour la lutte contre d'autres ravageurs non hôtes du *Trichogramma*, on doit lâcher le parasitoïde dans une surface dans laquelle les produits chimiques sont sélectifs et respecter l'intervalle de sécurité pour le lâcher qui varie selon le produit chimique utilisé.

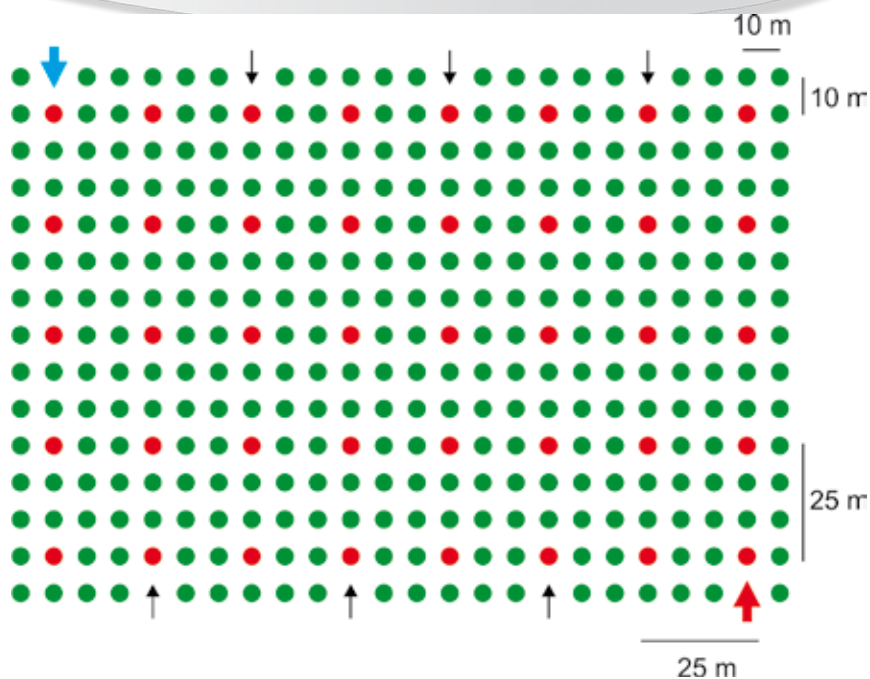


Figure 39. Acheminement dans la zone de culture en vue du lâcher de *Trichogramma*.

Références

ABLES, J. R. ; MCCOMMAS, D. W. ; JONES, S. L. ; MORRISON, R. K. Effects of cotton plant size, host egg location, and location of parasite release on parasitism by *Trichogramma pretiosum*. **Southwestern Entomologist**, College Station, n. 5, p. 261-264, 1980.

ALMEIDA, R. P. de ; LENTEREN, J. C. van ; STOUTHAMER, R. Does *Wolbachia* infection affect *Trichogramma atopovirilia* behavior ? **Brazilian Journal of Biology**, São Carlos, v. 70, n. 2, p. 435-442, 2010.

ALMEIDA, R. P. de ; LIRA NETO, J. F. de. Período viável de produção de ovos da traça *Sitotroga cerealella* para criação de *Trichogramma*. In : EMBRAPA. Centro Nacional de Pesquisa de Algodão. **Relatório técnico anual -1992/1993**. Campina Grande: EMBRAPA-CNPA, 1994. p. 88-89.

ALMEIDA, R. P. de ; SILVA, C. A. D. da ; MEDEIROS, M. B. de. **Biotecnologia de produção massal de *Trichogramma* para o controle biológico de pragas**. Campina Grande : EMBRAPA-CNPA, 1998. 61 p. (EMBRAPA-CNPA. Documentos, 61).

ALMEIDA, R. P. de ; SILVA, C. A. D. da ; RAMALHO, F. de S. Manejo Integrado de pragas do Algodoeiro no Brasil. In : BELTRÃO, N. E. de M. ; AZEVEDO, D. M. P. de. **O agronegócio do Algodão no Brasil**. Brasília, DF : Embrapa Informação Tecnológica, 2008. p. 1033-1098.

ALMEIDA, R. P. de ; SILVA, C. A. D. da ; SOARES, J. J. Capacidade de busca de *Trichogramma* sobre *Alabama argillacea* em algodoeiro herbáceo. In : CONGRESSO BRASILEIRO DE ENTOMOLOGIA, 16., 1997, Salvador. **Resumos...** Salvador : Sociedade Entomológica do Brasil, 1997. p. 119.

ALMEIDA, R. P. de ; SILVA, C. A. D. da ; SOARES, J. J. *Trichogramma*: alternativa eficiente de controle biológico de insetos pragas da cultura algodoeira. **CNPA Informa**, Campina Grande, n. 18, p. 8, ago. 1995.

ALMEIDA, R. P. de. **Biotechnologia de produção massal de *Trichogramma* spp. através do hospedeiro alternativo *Sitotroga cerealella***. Campina Grande : EMBRAPA-CNPA, 1996. 36 p. (EMBRAPA-CNPA. Circular Técnica, 19).

ALMEIDA, R. P. de. Distribution of parasitism by *Trichogramma pretiosum* on the cotton leafworm. **Proceedings of the Section Experimental and Applied Entomology**, Amsterdam, NL, v. 11, p. 27-31, 2000.

ATHIÉ, I. ; PAULA, D. C. **Insetos de grãos armazenados aspectos biológicos e identificação**. 2. ed. São Paulo : Varela, 2002. 234 p.

BARRER, P. M. The biology of Lepidoptera associated with stored grain. In : CHAMP, B. R., HIGHLEY, E. (Ed.). AUSTRALIAN DEVELOPMENT ASSISTANCE COURSE ON PRESERVATION OF STORED CEREALS, 1.; 1981, Canberra, AU. **Proceedings...** Canberra, AU : Csiro, 1981, p. 186-196.

BERG, H. van den ; WAAGE, J. K. ; COCK, M. J. W. J. **Natural enemies of *Helicoverpa armigera* in Africa – A review**. Silwood Park, Ascot Berks : CAB International Institute of Biological Control, 1988. 84 p.

BIGLER, F. Quality control in *Trichogramma* production and application. In : SIMPÓSIO DE CONTROLE BIOLÓGICO, 5., 1996, Foz do Iguaçu. **Anais: conferências e palestras...** Foz do Iguaçu : EMBRAPA/CNPSo, 1996, p. 69-71.

BLEICHER, E. ; JESUS, F. M. M. **Manejo das pragas do algodoeiro herbáceo para o nordeste brasileiro**. Campina Grande : EMBRAPA-CNPA, 1983. 26 p. (EMBRAPA-CNPA. Circular Técnica, 8).

BLEICHER, E. ; PARRA, J. R. P. Espécies de *Trichogramma* parasitóides de *Alabama argillacea*. I. Biologia de três populações. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, DF, v. 24, p. 929-940, 1989.

BLEICHER, E. ; SILVA, A. L. ; CALCAGNOLO, G. ; NAKANO, O. ; FREIRE, E. C. **Sistema de controle de pragas do algodoeiro para a região Centro-Sul do Brasil**. Campina Grande : EMBRAPA-CNPA, 1979. 21 p. (EMBRAPA-CNPA. Circular Técnica, 2).

BOLLER, E. F. ; CHAMBERS, D. L. Quality aspects of mass reared insects. In : RIDGWAY, R. L. ; VINSON, S. L. (Ed.). **Biological control by augmentation of natural enemies**. New York : Plenum, p. 219-235, 1977.

BOTELHO, P. S. M. ; PARRA, J. R. P. ; MAGRINI, E. A. ; HADDAD, M. L. ; RESENDE, L. C. L. Parasitismo de ovos de *Diatraea saccharalis* (Fabr.) por *Trichogramma galloi* Zucchi, em diferentes variedades de cana-de-açúcar. **Anais Sociedade Entomológica do Brasil**, Jaboticabal, v. 1, n. 25, p. 141-145, 1995.

BURBUTIS, P. P. ; KOEPKE, C. H. European corn borer control in peppers by *Trichogramma nubilale*. **Journal Economic Entomology**, College Park, n. 74, p. 246-247, 1981.

CALVIN, D. D. ; KNAPP, M. C. ; WELCH, S. M. ; POSTON, F. L. ; ELZINGA, R. J. Impact of environmental factors on *Trichogramma pretiosum* reared on southwestern corn borer eggs. **Environmental Entomology**, College Park, v. 13, n. 3, p. 774-780, 1984.

CAMPOS, A. R. **Táticas de manejo integrado de *Heliothis* spp. (Lepidoptera: Noctuidae) no algodoeiro** : seletividade de inseticidas, eficiência de *Bacillus thuringiensis* e artrópodos benéficos. 1981. 72 f. Trabalho de Conclusão de Curso (Especialização)-Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Universidade Estadual Paulista “ Júlio de Mesquita Filho ”, Jaboticabal.

CONSOLI, F. L. ; PARRA, J. R. P. Biology of *Trichogramma galloi* and *T. pretiosum* (Hymenoptera: Trichogrammatidae) reared in vitro and in vivo. **Annals of the Entomological Society of America**, College Park, v. 89, p. 828-834, 1996.

CONSOLI, F. L. ; PARRA, J. R. P. ; ZUCCHI, R. A. **Egg parasitoids in agroecosystems with emphasis on *Trichogramma***. New York : Springer, 2010. 479 p.

COTTON, R. T. ; WILBUR, D. A. Insects. In : CHRISTENSEN, C. M. **Storage of cereal grains and their products**. St. Paul : AACC, 1974. p. 193-231.

CRUZ, I. (Ed.). **Manual de identificação de pragas do milho e de seus principais agentes de controle biológico**. Brasília, DF : Embrapa Informação Tecnológica, 2008a. 166 p.

CRUZ, I. Controle biológico de pragas de milho. In : CRUZ, J. C. ; KARAM, D. ; MONTEIRO, M. A. ; MAGALHÃES, P. C. (Ed.). **A Cultura do milho**. Brasília, DF : Embrapa Informação Tecnológica, 2008b. p. 363-415.

CRUZ, I. **Controle biológico de pragas na cultura de milho para produção de conservas (Minimilho), por meio de parasitoides e predadores**. Sete Lagoas : Embrapa Milho e Sorgo, 2007. 16 p. (Circular técnica, 91).

CRUZ, I. Controle biológico em manejo integrado de pragas. In : PARRA, J. R. P. ; BOTELHO, P. S. M. ; CORRÊA FERREIRA, B. C. ; BENTO, J. M. S. (Ed.). **Controle biológico no Brasil** : parasitoides e predadores. Barueri : Manole, 2002. p. 543-580.

CRUZ, I. Insetos benéficos. In : CRUZ, I. (Ed.). **Manual de identificação das pragas de milho e de seus agentes de controle biológico**. Brasília, DF : Embrapa Informação Tecnológica ; Sete Lagoas : Embrapa Milho e Sorgo, 2008c. p. 121-190.

CRUZ, I. Métodos de criação de agentes entomófagos de *Spodoptera frugiperda* (J. E. Smith). In : BUENO, V. H. P. (Ed.). **Controle biológico de pragas** : produção massal e controle de qualidade. Lavras : Ed. da Ufla, 2009. p. 111-135.

CRUZ, I. ; FIGUEIREDO, M. L. C. ; MATOSO, M. J. **Controle biológico de *Spodoptera frugiperda* utilizando o parasitóide de ovos *Trichogramma***. Sete Lagoas : EMBRAPA-CNPA, 1999. 40 p. (EMBRAPA-CNPMS. Circular Técnica, 30).

CRUZ, I. ; FIGUEIREDO, M. L. C. ; SILVA, R. B. Controle biológico de pragas de milho. **Ciência & Ambiente**, Santa Maria, v. 42, p. 165-190. 2011.

CRUZ, I. ; FIGUEIREDO, M. L. C. ; SILVA, R. B. ; DEL SARTO, M. C. L. ; PENTEADO-DIAS, A. M. **Monitoramento de parasitoides de lagartas de *Spodoptera frugiperda* (J. E. Smith) (Lepidoptera: Noctuidae) em municípios de Minas Gerais, Brasil**. Sete Lagoas : Embrapa Milho e Sorgo, 2009. 29 p. (Embrapa Milho e Sorgo. Documentos, 92).

FAIRBANKS, M. Defensivos agrícolas ampliam o mercado. **Revista Química e Derivados**, São Paulo, v. 396, p. 398-403, 2001.

FLANDERS, S. E. biological control of the codling moth (*Carpocapsa pomonella*). **Journal of Economic Entomology**, Lanham, v. 20, p. 644, 1927.

FLANDERS, S. E. Mass production of egg parasites of the genus *Trichogramma*. **Hilgardia**, California, v. 4, n. 16, p. 465-501, 1930.

GALLO, D. ; NAKANO, O. ; SILVEIRA NETO, S. ; CARVALHO, R. P. L. ; BERTI FILHO, E. ; PARRA, J. R. P. ; ZUCCHI, R. A. ; ALVES, S. B. ; VENDRAMIN, J. D. ; MARCHINI, L. C. ; LOPES, J. R. S. ; OMOTO, C. **Entomologia Agrícola**, Piracicaba : Fealq, 2002. 920 p.

GGROSS JUNIOR, H. R. ; LEWIS, M. B. ; NORDLUN, D. A. *Trichogramma pretiosum* (Hymenoptera: Trichogrammatidae) : effects of augmented densities and distributions of *Heliothis zea* (Lepidoptera : Noctuidae) host eggs and kairomones on field performance. **Environmental Entomology**, College Park, n. 13, p. 981, 1984.

HARRISON, W. W. ; KING, E. G. ; OUZTS, J. D. Development of *Trichogramma exiguum* e *T. pretiosum* of five temperature regimes. **Environmental Entomology**, College Park, v. 14, n. 2, p. 118 -121, 1985.

HENDRICKS, D. E. Effect of wind on dispersal of *Trichogramma semifumatum*. **Journal of Economic Entomology**, College Park, n. 60, p. 1367-1373, 1967.

HERRERA, J. M. Nuevo equipo y técnica para la crianza masiva de avispas del género *Trichogramma*. **Revista Peruana de Entomología Agrícola**, [Valle Arriba], v. 2, n. 1, p. 30-35, 1959.

JIMENEZ-VELASQUEZ, J. ; MURGUERITIO, C. Egg production characterization of *Sitotroga cerealella* Oliver (lep. Gelechiidae) under laboratory condition in Palmira, Colombia. In : WANJNBERG, E. ; VINSON, S. B. **Trichogramma and other egg parasitoids**, Paris, FR : Inra, 1991. p. 145-146.

KELLER, M. A. ; LEWIS, W. J. ; STINNER, R. E. Biological and practical significance of movement by *Trichogramma* species: a review. **Southwestern Entomologist**, Weslaco, n. 8, p. 138-155, 1985.

KING, E. G. ; COLEMAN, R. J. Potential for biological control of *Heliothis species*. **Annual Review of Entomology**, College Station, n. 34, p. 53-75, 1989.

KING, E. G. ; HOPPER, K. R. ; POWELL, J. E. Analysis of systems for biological control of arthropod pests in the U.S. by augmentation of predators and parasites. In : HOY, M. A. ; HERZOG, D. C. (Ed.). **Biological control in agricultural IPM systems**. New York : Academic Press, 1985. p. 201-225.

LOPES, J. R. S. **Estudos bioecológicos de *Trichogramma galloi* Zucchi, 1988 (Hym. Trichogrammatidae) para o controle de *Diatraea saccharalis* (Fabr., 1794) (Lep., Pyralidae)**. 1988. 141 f. Dissertação (Mestrado)- Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz, Universidade de São Paulo, Piracicaba.

LORINI, I. **Manejo integrado de pragas de grãos de cereais armazenados**. Passo Fundo : Embrapa Trigo, 2008. 72 p.

LORINI, I. ; SCHNEIDER, S. **Pragas de grãos armazenados: resultados de pesquisa**. Passo Fundo : EMBRAPA-CNPT, 1994. 47 p.

MOREIRA, M. ; MALDONADO, J. Biología de *Sitotroga cerealella* Olivier (Lepidoptera: Gelechiidae) polilla de los cereales almacenados en Venezuela. **Agronomía Tropical**, Maracay, v. 35, n. 1-3, p. 117-124, 1986.

MORRISON, G. ; LEWIS, W. J. ; NORDLUND, D. A. Spatial differences in *Heliothis zea* egg density and the intensity of parasitism by *Trichogramma* spp. : an experimental analysis. **Environmental Entomology**, College Park, n. 9, p. 79-85, 1980.

MORRISON, R. K. *Trichogramma* spp. In : SINGH, P. ; MOORE, R. F. (Ed.). **Handbook of insect rearing**. New York : Elsevier Mellini, 1985. p. 413-417

MOUND, L. (Ed.). **Common insect pests of stored food products. A guide to their identification**. London, GB : British Museum (Natural History), 1989. 68 p.

NORDLUND, D. A. ; CHALEANT, R. B. ; LEWIS, W. J. response of *Trichogramma pretiosum* females to extracts of two plants attacked by *Heliothis zea*. **Agriculture Ecosystems and Environment**, Amsterdam, NL, v. 2, n. 12, p. 127-133, 1985.

PARKER, F. D. ; LAWSON, F. R. ; PINNELL, R. E. Suppression of *Pieris rapae* using a new control system mass release of both the pest and its parasites. **Journal Economic Entomology**, College Park, n. 64, p. 721-735, 1971.

PARRA, J. R. P. ; ZUCCHI, R. A. Uso de *Trichogramma* no controle de pragas. In : NAKANO, O. ; SILVEIRA NETO, S. ; PARRA, J. R. P. ; ZUCCHI, R. A. **Atualização sobre métodos de controle de pragas**, Piracicaba : Esalq, 1986. p. 54-75.

PINTO, J. D. **Systematics of the North American species of *Trichogramma* Westwood (Hymenoptera : Trichogrammatidae)**. Washington, DC : Entomological Society of Washington, 1999. p. 287.

PRATISSOLI, D. ; PARRA, J. R. P. Desenvolvimento e exigências térmicas de *Trichogramma pretiosum* Riley, criados em duas traças do tomateiro. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, DF, v. 35, p. 1281-1288, 2000.

QUERINO, R. B. ; ZUCCHI, R. A. New species of *Trichogramma* westwood (Hymenoptera: Trichogrammatidae) associated with lepidopterous eggs in Brazil. **Zootaxa**, Auckland, v. 163, p. 1-10, 2003.

RAMALHO, F. de S. Cotton pest management: Part 4. A Brazilian perspective. **Annual Review of Entomology**, Palo Alto, v. 39, p. 563-578, 1994.

RIDGWAY, R. L. ; GOODPASTURE, C. ; HARTSTACK, A. W. *Trichogramma* and its utilization for crop protection in the United States. In : SOVIET-AMERICAN CONFERENCE ON THE USE OF BENEFICIAL ORGANISMS IN CONTROL OF CROP PEST, 1981, College Park. **Proceedings...** Washington, DC : [s.n.], 1981. p. 41-48.

SÁ, L. A. N. ; PARRA, J. R. P. ; SILVEIRA NETO, S. Capacidade de dispersão de *Trichogramma pretiosum* Riley, 1879 para o controle de *Helicoverpa zea* (Boddie, 1850) em milho. **Science agriculture**, [S.l.], v. 2, n. 50, p. 226-231, 1993.

SHAZALI, M. E. H. ; SMITH, R. H. Life history studies of externally feeding pests of stored sorghum: *Corcyra cephalonica* (Staint.) and *Tribolium castaneum* (Hbst.). **Journal of Stored Products Research**, Oxford, v. 22, n. 2, p. 55-61, 1986.

SILVA, S. M. T. Ocorrência de inimigos naturais de *Alabama argillacea* (Hubner, 1818) em algodoeiro no município de Londrina, Paraná. REUNIÃO NACIONAL DO ALGODÃO, 1., 1980, Londrina. **Resumos...** Londrina : lapar, 1980. p. 108.

SMITH, S. M. ; HUBBES, M. ; CARROW, J. R. Factores affecting inundative releares of *Trichogramma minutum* Ril. Against the spruce budworm. **Journal of Applied Entomology**, Homburg, v. 101, p. 29-39, 1986.

STEIN, C. ; PARRA, J. R. P. Aspectos biológicos de *Trichogramma* sp. em diferentes hospedeiros. **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, Jaboticabal, v. 6, n. 6, p. 163-171, 1987.

STINNER, R. E. ; RIDGWAY, R. L. ; COPPEDGE, J. R. ; MORRISON, R. K. ; DICKERSON, W. A. Parasitism of *Heliothis* eggs after field releases of *Trichogramma pretiosum* in cotton. **Environmental Entomology**, College Park, n. 3, p. 497-500, 1974.

STOUTHAMER, R. ; PINTO, J. D. ; PLATNER, G. R. ; LUCK, R. F. Taxonomic status of thelytokous forms of *Trichogramma* (Hymenoptera : Trichogrammatidae). **Entomology Society of America**, Phoenix, v. 83, p. 475-581, 1990.

TIRONI, P. **Aspectos bioecológicos de *Trichogramma pretiosum* Riley, 1879 e *Trichogramma atopovirilia* Oatman & Platner, 1983 (Hym. : Trichogrammatidae), como agentes de controle biológico de *Helicoverpa zea* (Boddie, 1850) (Lep. : Noctuidae) em milho**. 1992. 74 f. Dissertação (Mestrado)-Escola Superior de Agricultura de Lavras, Lavras.

WEISMAN, D. M. Larval moths (Lepidoptera). In : GORHAM, J. R. (Ed.). **Insect and mite pests in food** : an illustrated key. Washington, DC : Usda, 1991. p. 245-67.

ZAKIR, F. N. Reactions of the egg parasitoid *Trichogramma evanescens* Westw. to certain insect sex pheromones. **Zeitschrift für Angewandte Entomologie**, Berlin, DE, v. 5, n. 99, p. 448-453, 1985.

Impression et façonnage
Embrapa Information Technologique

*Le papier utilisé dans cette publication a été produit selon la certification
du Bureau Veritas Quality International (BVQI) de Gestion Forestière.*

Le projet intitulé Appui au Développement du Secteur Cotonnier des Pays du C-4 (Bénin, Burkina Faso, Tchad et Mali), développé en partenariat avec les institutions de recherche des pays du Coton-4, a par exemple permis d'obtenir des changements au niveau du système de production du coton adopté au sein des petites communautés rurales du Bénin, du Burkina Faso, du Tchad et du Mali. Ce projet se base sur l'échange de savoirs entre chercheurs des pays concernés ainsi que sur les technologies développées par l'Embrapa et par d'autres institutions de recherche brésiliennes portant notamment sur l'amélioration génétique, le système de production et la lutte intégrée contre les ravageurs du cotonnier tout en mettant l'accent sur le semis direct et la lutte biologique.

Le présent recueil de documents est le fruit des connaissances, technologies et expériences développées et acquises par les chercheurs de l'Embrapa et dont l'objectif consiste à assister les techniciens et les producteurs des pays du C-4 dans la gestion du système de production du cotonnier notamment en ce qui concerne le semis direct, la lutte intégrée contre les ravageurs et l'amélioration génétique.